

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



PHLEBOTOMINAE (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DEL ÁREA NATURAL
PROTEGIDA PARQUE ESTATAL CAÑÓN DE FERNÁNDEZ, DURANGO,
MÉXICO

Tesis

Que presenta JESÚS GUILLERMO ARMIJO NÁJERA

Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA

Torreón, Coahuila

Julio 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



PHLEBOTOMINAE (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DEL ÁREA NATURAL
PROTEGIDA PARQUE ESTATAL CAÑÓN DE FERNÁNDEZ, DURANGO,
MÉXICO

Tesis

Que presenta JESÚS GUILLERMO ARMIJO NÁJERA

Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA



Dr. Aldo Iván Ortega Morales
Director UAAAN



Dr. Jorge Jesús Rodríguez Rojas
Director Externo UANL

Torreón, Coahuila

Julio 2020

PHLEBOTOMINAE (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DEL ÁREA NATURAL
PROTEGIDA PARQUE ESTATAL CAÑÓN DE FERNÁNDEZ, DURANGO,
MÉXICO

Tesis

Elaborada por JESÚS GUILLERMO ARMIJO NÁJERA como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Producción Agropecuaria con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



Dr. Aldo Iván Ortega Morales
Asesor Principal



Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos
Asesor



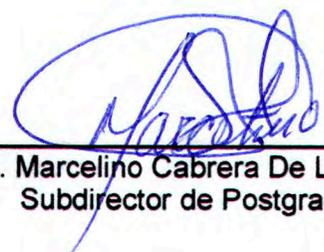
M.C. Sergio Hernández Rodríguez
Asesor



Dr. Jorge Jesús Rodríguez Rojas
Asesor



Dra. Leticia Romana Gaytán Alemán
Jefe de Departamento de Postgrado



Dr. Marcelino Cabrera De La Fuente
Subdirector de Postgrado

AGRADECIMIENTOS

A **Rafael Vázquez Marroquín** y **Rahuel Chan Chable** por meterme en esta increíble rama de la entomología, por su ayuda e instrucción en campo y en la vida, GRACIAS.

A mi asesor, el Dr. Jorge Jesús Rodríguez Rojas qué, gracias a su conocimiento, paciencia y motivación, este trabajo pudo realizarse.

A mi comité de asesoría, Dr. Aldo Ortega, Dr. Sánchez Ramos y M.C. Sergio Hernández, por su participación en mi formación.

A Jesús Castro Xochitla por su ayuda en campo, gracias.

A los investigadores y docentes del postgrado en Ciencias en Producción Agropecuaria, por sus clases y enseñanzas.

A CONACyT por su apoyo para realizar esta maestría y trabajo de investigación.

A mis compañeros A.K.A. los Jr's, José Luis, Vane, Tony, Raffe y la Evelyn que hicieron de esta una mejor experiencia.

A mi mami Aurelia, que siempre me exigió, nunca fuera de mis límites. Te amo.

A mi amada esposa Fer, que siempre estuvo, está y estará ahí apoyándome durante mis extensas horas de trabajo, te amo.

A mi papá, don Chuy, te amo.

A mi otro papá, Meny, te amo.

A mis hermanas Ale y Gaby por su apoyo incondicional, las amo.

A mis hermanos Omar e Iván, los amo.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Hipótesis.....	2
1.2. Objetivo general	2
1.3. Objetivos específicos	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Taxonomía y clasificación de Phlebotominae.....	3
2.2. Biología y ecología de Phlebotominae	4
2.2.1. Ciclo de vida	4
2.2.2. Alimentación	10
2.2.3. Reproducción.....	11
2.2.4. Disposición y patrones de actividad diurna o nocturna.....	12
2.3 Distribución y diversidad de especies Phlebotominae en América y México.	13
2.4. Patógenos transmitidos por Phlebotominae	16
2.4.1. Parásitos.....	17
2.4.2 Bacterias.....	18
2.4.3 Virus.....	19
2.5. Phlebotominae en áreas naturales protegidas de América y México.	20
3. MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1 Área de estudio	23
3.1.1 Parque Estatal Cañón de Fernández	24
3.2 Captura de Phlebotominae.....	25
4. RESULTADOS	31
4.1 Descripción morfológica de Phlebotominae.....	32

5. DISCUSIÓN	35
6. CONCLUSIÓN	41
7. LITERATURA CITADA	42
Anexo 1	57

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Especies de flebotomíneos distribuidas en México.	14
Cuadro 2. Flebotomíneos capturados en el ANP Cañón de Fernández, Lerdo, Durango.	31

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida de Phlebotominae. A) Adulto, B) Huevo, C) Larvas (cuatro estadios), y D) Pupa (Young y Arias, 1991).....	5
Figura 2. Cabeza <i>Micropygomyia</i> (<i>Coquillettimyia</i>) <i>oppidana</i> (Dampf) ♂ (a). Flagelómero <i>Micropygomyia</i> (<i>Coquillettimyia</i>) <i>stewarti</i> ♀ (b). fl – primer flagelómero; as – ascoide; p – segmento palpal; pe – pedicelo.....	8
Figura 3. Formas de dientes horizontales. a: <i>Mi. oppidana</i> . b: <i>Dampfomyia</i> (<i>Dampfomyia</i>) <i>anthophora</i> (Addis).....	9
Figura 4. Bomba eyaculadora y terminalia de <i>Mi. oppidana</i> en vista lateral.	9
Figura 5. Espermateca y Furca Genital. <i>Mi. oppidana</i> (a). <i>Mi. stewarti</i> (b).	10
Figura 6. Área de estudio dentro del Parque Estatal Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México.....	23
Figura 7. Área de estudio “La Isla”, Lerdo, Durango, México.....	24
Figura 8. Trampa Shannon colocada en el ANP Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México.....	26
Figura 9. Tratamiento para el montaje de especímenes y diafanización de <i>Phlebotominae</i>	27
Figura 10. Montaje de hembra <i>Mi. oppidana</i> con huevos.	28
Figura 11. Montaje de flebotomíneos. A: Portaobjetos con gota de Euparal en estereoscopio. B: Flebotomíneo puesto sobre la gota de Euparal. C: Flebotomíneo montado.	29
Figura 12. Montaje permanente en laminilla, cubreobjetos sobre Euparal.	29

RESUMEN

PHLEBOTOMINAE (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DEL AREA NATURAL
PROTEGIDA PARQUE ESTATAL CAÑON DE FERNÁNDEZ, DURANGO,
MÉXICO

Por:

Jesús Guillermo Armijo Nájera

Para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Producción Agropecuaria

Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna

Director de tesis: Dr. Aldo Iván Ortega Morales

Los flebotomíneos son vectores de distintos agentes etiológicos de enfermedades, como protozoarios, bacterias y virus. Se les conoce principalmente por la capacidad vectorial de algunos miembros de la subfamilia, para transmitir protozoarios del género *Leishmania* (Ross). Existen diversos estudios en el sur de México sobre estos vectores, pero al norte, existen escasos registros y trabajos sobre Phlebotominae. Por ello, el objetivo del presente trabajo fue evidenciar las especies presentes en el Área Natural Protegida Parque Estatal Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México. Se hizo un muestro de tres noches de 19:00 a 24:00 horas cada noche, y se encontraron un total de 190 ejemplares de la subfamilia, en dos géneros y tres especies: *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *anthophora* (Addis), *Micropygomyia* (*Coquilletimyia*) *oppidana* (Dampf) y *Micropygomyia* (*Coquilletimyia*) *stewarti* (Mangabeira & Galindo). Siendo la segunda especie la que obtuvo mayor número de especímenes (n=183)

de los cuales, la mayoría fueron machos (n=163). En el caso de *Da. anthophora* y *Mi. stewarti*, las capturas fueron sólo hembras con dos y cinco ejemplares, respectivamente). *Da. anthophora* es considerada uno de los vectores de *Leishmania mexicana* (Biagi).

Palabras clave: *Dampfomyia anthophora*, *Micropygomyia oppidana*, *Micropygomyia stewarti*, *Phlebotominae* nuevos registros, México.

ABSTRACT

PHLEBOTOMINAE (DIPTERA: PSYCHODIDAE) OF THE NATURAL
PROTECTED AREA PARQUE ESTATAL CAÑÓN DE FERNÁNDEZ,
DURANGO, MEXICO

By:

Jesús Guillermo Armijo Nájera

To obtain the degree of Maestro en Ciencias en Producción Agropecuaria
Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna

Thesis director: Dr. Aldo Iván Ortega Morales

Phlebotomine sandflies are vectors of different etiological agents of diseases, such as protozoa, bacteria and viruses. They are mainly known for the vectorial capacity of some members of the subfamily, to transmit the protozoan of the genus *Leishmania* (Ross). There are studies in southern Mexico on these vectors, but in the north, there are few records and works on Phlebotominae. Therefore, the objective of this work was to highlight the species present in the Natural Protected Area "Parque Estatal Cañón de Fernández", Lerdo, Durango, Mexico. A sample of three nights was made from 19:00 to 24:00 hours each night, and a total of 190 specimens of the subfamily were found, in two genera and three species: *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *anthophora* (Addis), *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *oppidana* (Dampf) and *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *stewarti* (Mangabeira & Galindo). The second species the one that obtained the greatest number of specimens (n=183) of which, the majority were males (n=163). In the

case of *Da. anthophora* and *Mi. stewarti*, the captures were only females with two and five specimens, respectively). *Da. anthophora* is considered one of the vectors of *Leishmania mexicana* (Biagi).

Key words: *Dampfomyia anthophora*, *Micropygomyia oppidana*, *Micropygomyia stewarti*, *Phlebotominae* new records, Mexico.

1. INTRODUCCIÓN

Los flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) se distribuyen desde Estados Unidos de América hasta Argentina (Galati, 2018). Según la clasificación de Lewis *et al.* (1977) se dividen en tres géneros para el Viejo Mundo: *Phlebotomus*, *Sergentomyia* y *Chinius*, y tres géneros para el Nuevo Mundo: *Lutzomyia*, *Brumptomyia* y *Warileya*. Mientras que con la clasificación de Galati (1995, 2003) tomando aspectos filogenéticos, divide Phlebotominae en dos tribus: Hertigiini y Phlebotomini. Esta última está dividida en: Phlebotomina, Australophlebotomina, Sergentomyiina, Brumptomyiina, Psychodopygina y Lutzomyiina.

Estos insectos representan un problema de salud pública ya que son vectores de agentes etiológicos de enfermedades, principalmente leishmaniasis, además de otros virus y bacterias (Tesh, 1988; Killick-Kendrick, 1999; Lamas *et al.*, 2008). Según la Organización Mundial de la Salud (OMS), la leishmaniasis sigue siendo una de las enfermedades más desatendidas en todo el mundo, y afecta predominantemente a los más pobres, sobre todo en los países en desarrollo; se considera que hay 350 millones de personas en riesgo de contraerla, y cada año se producen dos millones de casos nuevos (Burza *et al.*, 2018; OMS, 2020).

En México, la leishmaniasis es considerada un problema de salud pública, ya que se ha encontrado en al menos 22 estados (Sánchez-Tejada, 2001). Según la Secretaría de Salud (CENAPRECE, 2013), 13 entidades federativas se encuentran en mayor riesgo, agrupadas en las regiones del Golfo, Pacífico y Centro del país. Al norte, muy pocos casos han sido reportados para los estados

de Coahuila, Durango y Nuevo León (Simpson *et al.*, 1968; Díaz-Nájera, 1971; Pérez-Vegas *et al.*, 2009). Por ello, el estudio de los flebotomíneos para algunos de estos estados es nulo.

1.1. Hipótesis

El ensamblaje Phlebotominae del Parque Estatal Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México está presente en el Área Natural Protegida debido a las condiciones biogeográficas. Asimismo, del ensamblaje Phlebotominae, al menos una especie será de importancia médica y veterinaria.

1.2. Objetivo general

Documentar las especies del ensamblaje Phlebotominae del Parque Estatal Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México, así como también las especies de Phlebotominae de importancia médica y veterinaria.

1.3. Objetivos específicos

1. Identificar taxonómicamente a nivel especie el ensamblaje Phlebotominae, incluyendo las de importancia médica y veterinaria.
2. Describir morfológicamente las especies de Phlebotominae.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Taxonomía y clasificación de Phlebotominae

Diptera constituye uno de los órdenes más grandes de insectos, en el que tanto individuos como especies son abundantes en casi cualquier lugar. Este orden está compuesto prácticamente por moscas, mosquitos y sus larvas. Éstos, pueden distinguirse de otros insectos porque poseen sólo un par de alas funcionales, mientras que el segundo par son estructuras muy reducidas llamados halterios o balancines (Triplehorn y Johnson, 2005; Marchiori, 2019).

Dentro del orden Diptera se encuentran los flebotomíneos, pertenecientes a la familia Psychodidae, siendo esta una de las más antiguas de Diptera, conocida desde el Jurásico temprano (Ansorge, 1994). Está compuesta por más de 3,000 especies, divididas entre seis subfamilias existentes y la extinta Datzinae, haciéndola una de las más diversas, tanto taxonómica como morfológicamente (Pape *et al.*, 2011; Cordeiro y Wagner, 2018).

La subfamilia Phlebotominae fue propuesta como tal por primera vez por Theodor (1948) y aunque han ocurrido cambios desde entonces, esta clasificación se ha mantenido. Se han descrito 1026 especies y subespecies (994 existentes y 32 fósiles), de las cuales en América existen actualmente 548 (Galati, 2019.).

Los flebotomíneos, siguiendo la clasificación binomial de Linneo, se dividen según Lewis *et al.* (1977) en dos géneros para el Viejo Mundo, *Phlebotomus* y *Sergentomyia*, y tres para el Nuevo Mundo, *Lutzomyia*, *Brumptomyia* y *Warileya*. Actualmente, el género *Lutzomyia* es el más diverso (Shimabukuro *et al.*, 2017;

Galati, 2019). Otra clasificación, propuesta por Galati (1995, 2003), ha ganado adeptos, donde desde un enfoque filogenético concentra a la subfamilia Phlebotominae en dos tribus: Hertigiini y Phlebotomini. La primera dividida en dos subtribus Hertigiina e Idiophlebotomina, y la segunda entre seis subtribus Phlebotomina, Australophlebotomina, Brumptomyiina, Sergentomyiina, Lutzomyiina y Psychodopygina. Además, Galati *et al.* (2018) retoma algunas sinonímias como especies diferentes.

2.2. Biología y ecología de Phlebotominae

2.2.1. Ciclo de vida

Los flebotomíneos tienen siete estadios en total, el huevo, cuatro estadios larvales, la pupa y el imago. Por lo que presentan una metamorfosis completa (Killick-Kendrick, 1999).

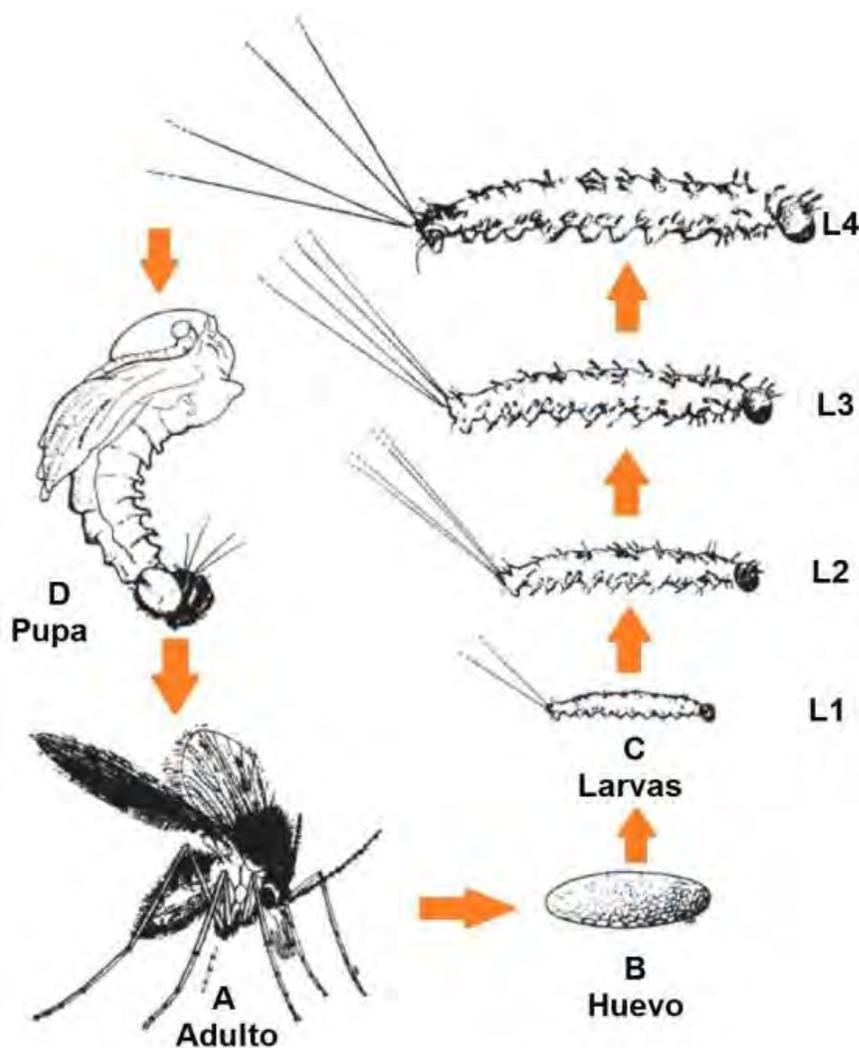


Figura 1. Ciclo de vida de Phlebotominae. A) Adulto, B) Huevo, C) Larvas (cuatro estadios), y D) Pupa (Young y Arias, 1991).

La duración de los estadios y el número de huevos que ovipositan, y así, la densidad poblacional, además de la especie, dependen de la temperatura (Ximenes *et al.*, 2006; Chelbi y Zhioua, 2007; Macedo-Silva *et al.*, 2014). El promedio del ciclo biológico completo de *Pintomyia (Pifanomyia) ovallesi* (Ortiz) a una temperatura de 22-28°C es de 63 días, los estadios de huevo duran de 9-12 días, larva I de 7-11 días, larva II de 7-13 días, larva III de 4-12 días, larva IV

de 9-19 días y la pupa de 8-16 días (Cabrera *et al.*, 1999). *Lutzomyia* (*Lutzomyia*) *longipalpis* (Lutz y Neiva) a 25°C tiene un ciclo de vida de alrededor de 40 días en total, el huevo dura 5-11 días, las larvas de 10-17 y la pupa 10 días. Ovipositan en promedio 43 huevos (Souza *et al.*, 2009; Macedo-Silva *et al.*, 2014). Por otro lado, *Lutzomyia* (*Tricholateralis*) *cruciata* (Coquillet) oviposita en promedio 20 huevos, bajo condiciones de laboratorio posee un ciclo de 52 días de huevo a adulto, el huevo dura 11 días, el estadio larval 33 días, y el de pupa 8 días donde la mayoría de la mortalidad se presenta en la etapa de huevo y los primeros estadios larvales (Castillo *et al.*, 2015). *Psathyromyia* (*Psathyromyia*) *shannoni* (Dyar) puede colocar en promedio 22 huevos y su ciclo puede durar de 36 a 74 días a una temperatura de 22-30°C (Ferro *et al.*, 1998).

Los huevos de *Lu. cruciata* miden 350 µm de largo y 92 µm de ancho, son elipsoidales, con patrones hexagonales en la superficie del exocorion formada por crestas sobresalientes (Castillo *et al.*, 2015). *Micropygomyia* (*Coquillettomyia*) *chiapanensis* (Dampf) presenta huevos elipsoidales de 430 µm de largo y 110 µm de ancho y además de los patrones hexagonales presenta otro tipo de polígonos como cuadrados o pentágonos (Montes de Oca-Aguilar *et al.*, 2016).

La morfología de los huevos pueden ser utilizada para la taxonomía de flebotomíneos y diferenciar especies entre sí (Alencar y Scarpassa, 2018), por otro lado, Montes de Oca-Aguilar *et al.* (2017) mencionan que existen variaciones intraespecíficas tanto en tamaño y patrones formados en el exocorion de *Lu. cruciata*, donde huevos fueron obtenidos de hembras colectadas en diferentes regiones biogeográficas en México, coincidiendo con Ward y Ready (1975) que

sugieren que el diseño del huevo puede ser diferente de acuerdo con el ambiente en donde se oviposita y no sólo entre especies distintas.

Las larvas de *Lu. cruciata* poseen una cabeza globular y un cuerpo formado por 12 segmentos, 9 abdominales y 3 torácicos. En cada segmento abdominal presenta un par de pseudópodos a diferencia de *Pa. shannoni*, que posee un solo pseudópodo en cada segmento, excepto en el octavo (Ferro *et al.*, 1998; Castillo *et al.*, 2015). En promedio llegan a medir hasta 2336 μm (*Pa. shannoni*) y 3662 μm (*Lu. cruciata*) en el cuarto estadio larval (Ferro *et al.*, 1998; Castillo *et al.*, 2015).

La pupa tiene una forma elíptica y utiliza la exuvia del 4 estadio larval junto con los pseudópodos del último segmento abdominal para adherirse al sustrato. En esta etapa se puede observar estructuras del adulto (Ferro *et al.*, 1998; Castillo *et al.*, 2015).

El adulto posee una cabeza redonda, carecen de ocelos y las antenas poseen escapo y pedicelo, además de 14 segmentos (Ibáñez-Bernal, 1999). Una de las características distintivas de los flebotomíneos es la posición de sus alas en descanso, que están dispuestas de forma erecta, en forma de "V" con un ángulo de 60° con respecto al cuerpo (Maroli *et al.*, 2012). Tienen un par de palpos, conformado por cinco segmentos (Figura 2), las hembras poseen diferentes tipos de dientes en una estructura denominada Cibario (Figura 3). El abdomen está compuesto por 10 segmentos, terguitos y esternitos, al final del abdomen se encuentra un par de cercos, tanto en hembras como en machos, excepto que estos últimos poseen además la terminalia (Figura 4), que a simple vista parece

un gancho, conformado por el gonocoxito, gonostilo, parámetro y lóbulo lateral (un par de cada uno). En las hembras, en el interior del abdomen se encuentra sus órganos sexuales, tales como la espermateca, conductos espermatecales individuales, su unión, y la furca genital (Figura 5) (Galati *et al.*, 2017). Las principales características para identificar especies de flebotomíneos en México son los flagelómeros, sus ascoides, los palpos, la terminalia (en machos), y las estructuras espermatecales (en hembras) (Ibáñez-Bernal, 2005a; 2005b).

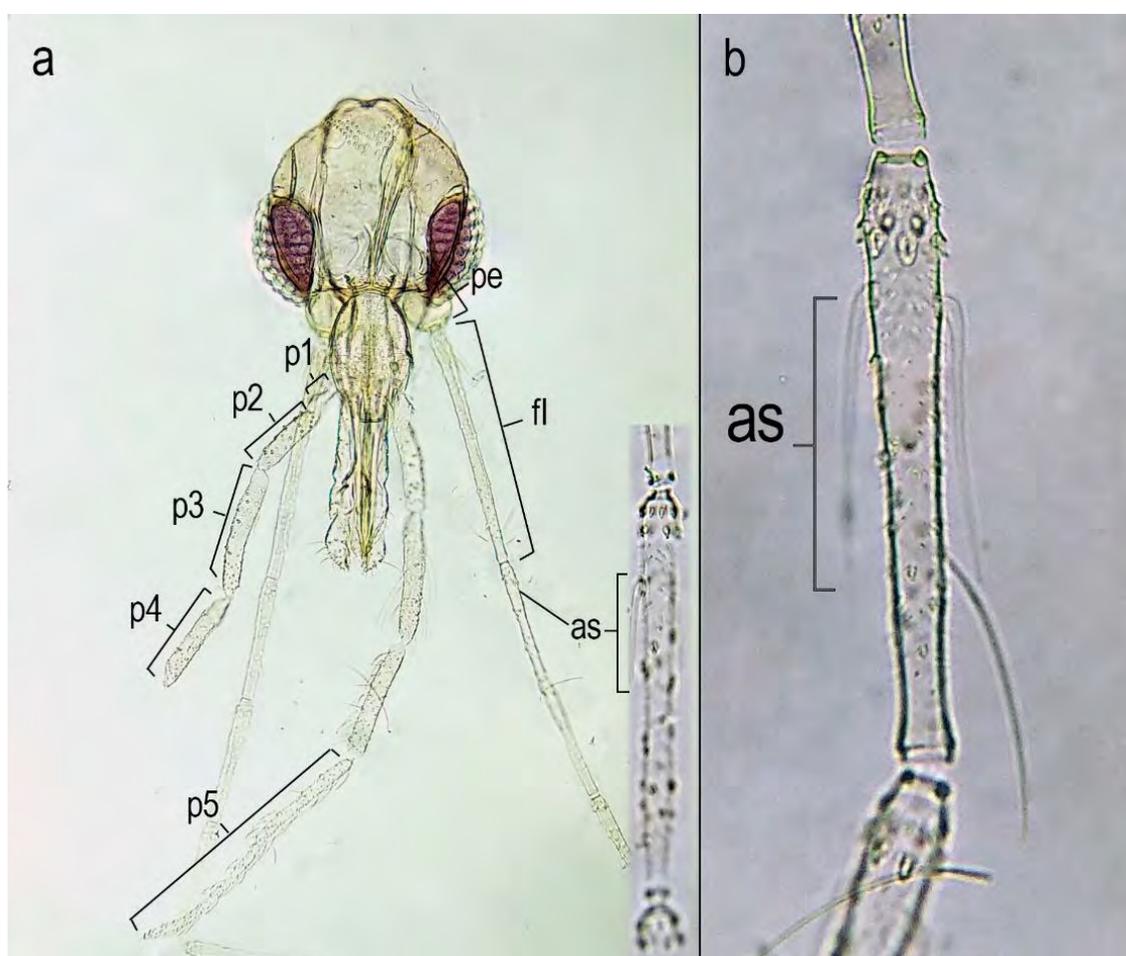


Figura 2. Cabeza *Micropygomyia (Coquillettimyia) oppidana* (Dampf) ♂ (a). Flagelómero *Micropygomyia (Coquillettimyia) stewarti* ♀ (b). fl – primer flagelómero; as – ascoide; p – segmento palpal; pe – pedicelo.

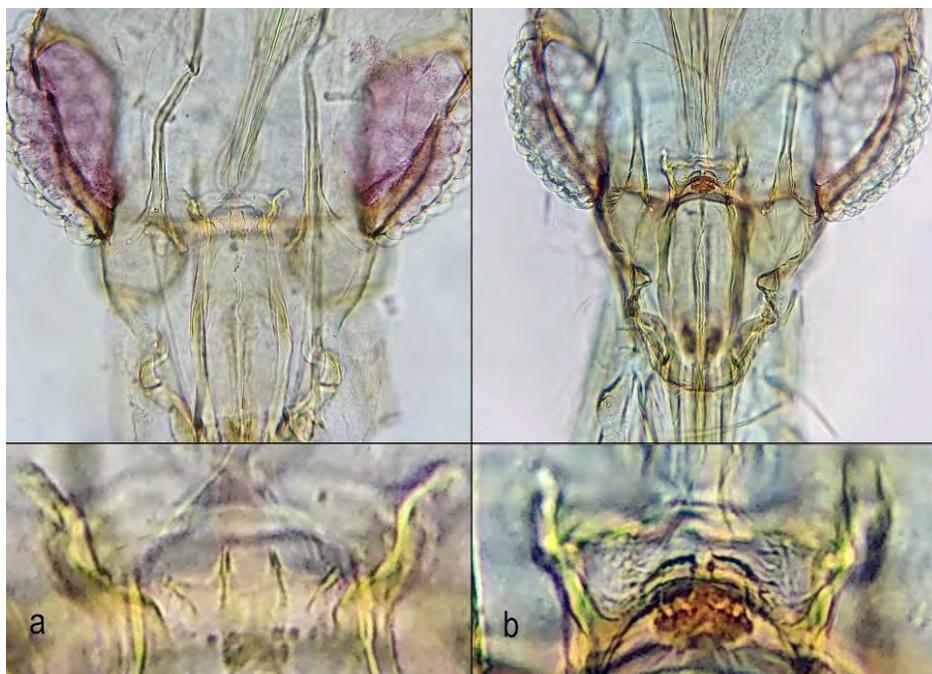


Figura 3. Formas de dientes horizontales. a: *Mi. oppidana*. b: *Dampfomyia (Dampfomyia) anthophora* (Addis).

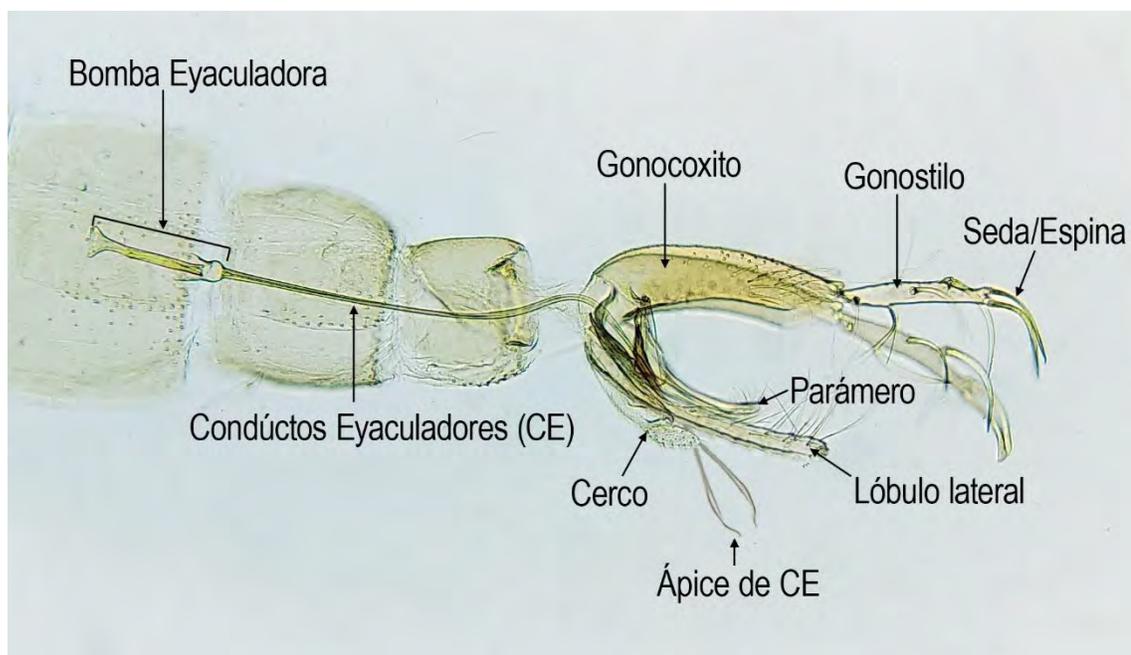


Figura 4. Bomba eyaculadora y terminalia de *Mi. oppidana* en vista lateral.

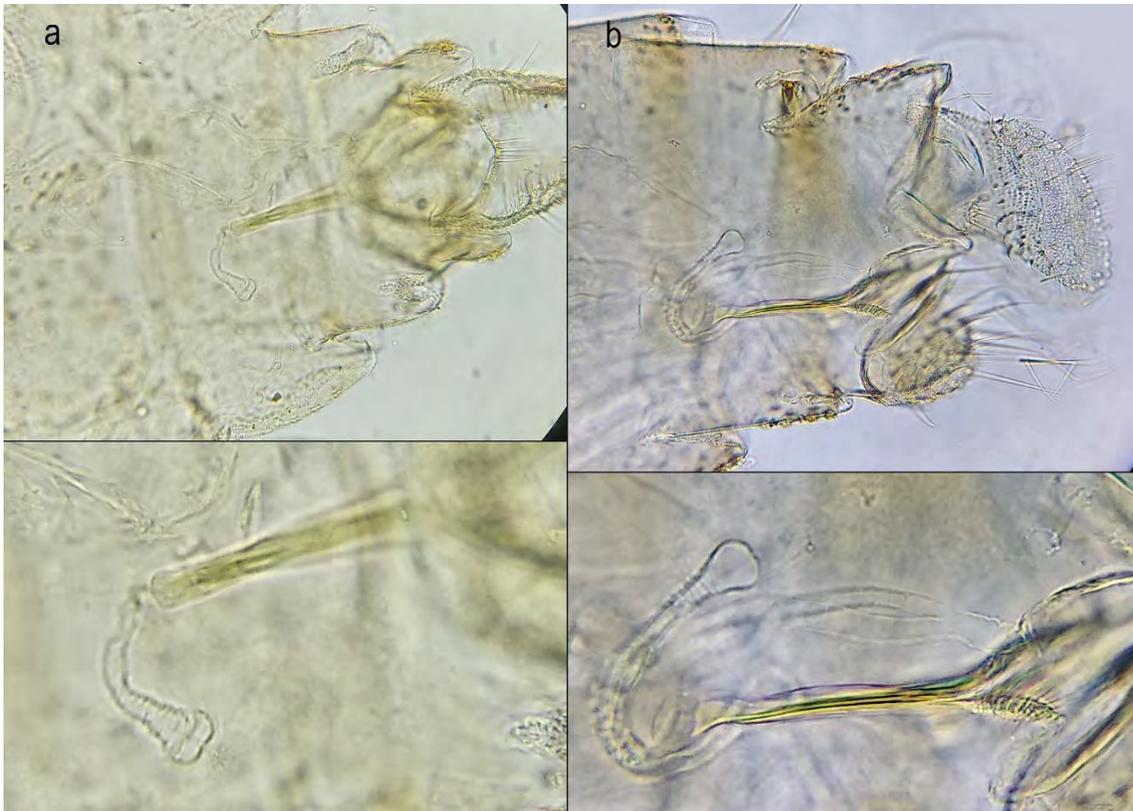


Figura 5. Espermateca y Furca Genital. *Mi. oppidana* (a). *Mi. stewarti* (b).

2.2.2. Alimentación

Los machos y hembras se alimentan de fuentes naturales de azúcar, como la savia de las plantas (Schlein y Warburg, 1986) o la ligamaza de áfidos (Killick-Kendrick y Killick-Kendrick, 1987). Las hembras, además, se alimentan de sangre que necesitan para producir huevos (Forattini, 1973). Pueden alimentarse de diferentes mamíferos, aunque solo algunos, incluyendo el hombre, pueden ser útiles en diferentes grados para completar el ciclo de vida de algunas especies de *Lutzomyia* (Macedo-Silva *et al.*, 2014).

2.2.3. Reproducción

La relación entre el apareamiento y la alimentación de sangre varía según la especie, algunas se aparean antes, otras después de alimentarse (Kilick-Kendrick, 1999). En algunas especies, los machos se conglomeran sobre o alrededor del hospedero antes de que las hembras lleguen a alimentarse para después aparearse con ellas (Ward y Morton, 1991; Ward *et al.*, 1993). Además, los machos de *Lu. cruciata* y *Lu. longipalpis* pueden producir hormonas sexuales para atraer a las hembras (Serrano *et al.*, 2016). *Lu. longipalpis* puede durar hasta una hora y media en cópula (Jarvis y Rutledge, 1992).

El ciclo gonotrófico de *Pi. ovallesi* requiere alrededor de 5 días para llevarse a cabo (Cabrera *et al.*, 1999). Las hembras se sienten atraídas por otros huevos de la misma especie para ovipositar (Elnaiem y Ward, 1991; Srinivasan *et al.*, 1995), esto se debe a un componente producido por sus glándulas accesorias (Dougherty *et al.*, 1992). Los sitios de cría se dan en bosques tropicales húmedo y seco, y pueden ser lugares como la base, corteza, huecos, raíces tabulares y hojarasca de árboles (Vivero *et al.*, 2015).

Algunas especies son capaces de producir en algunas condiciones huevos sin sangre (El Kammah, 1973) como *Lu. cruciata* (Lewis, 1965; Perkins, 1982; Castillo *et al.*, 2015). Los flebotomíneos también pueden llegar a ser partenogénéticos (Oliveira *et al.*, 1994).

2.2.4. Disposición y patrones de actividad diurna o nocturna

La actividad de los flebotomíneos es principalmente crepuscular y nocturna, la mayoría de las especies son inactivas el resto del día, pero pueden alimentarse de sangre sobre algún hospedero cercano durante el día (Forattini 1973, Minter 1982, Feliciangeli 1987; Kettle 1990; Killick-Kendrick, 1999).

Nyssomyia yuilli (Young y Porter) y *Nyssomyia trapidoi* (Farchild y Hertig) en la región de Colombia tienen un pico de actividad a entre las 23:00-24:00 y 22:00-2:00 horas respectivamente (Martínez Dueñas *et al*, 2018). *Nyssomyia intermedia* (Lutz y Neiva) tiene un pico de actividad diferente en cada estación del año que va alrededor de las 23:00 y 1:00 horas (Souza *et al.*, 2019) en Brasil y mostrando la mayor presencia de individuos en las temporadas de invierno y verano, denotando que están presentes en cualquier época del año. Los picos de mayor actividad de los flebotomíneos difieren inter e intraespecíficamente (Gomez y Galati, 1987; Souza *et al.*, 2019; Porter y De Foliart, 1981; Martínez Dueñas *et al*, 2018), por ello es necesario realizar estudios en zonas específicas.

Por otro lado, en México, el pico de actividad de *Lu. cruciata* ocurre entre las 18:00 y 19:00 horas (Biagi *et al.*, 1965; Rebollar-Téllez *et al.*, 1996b), *Bichromomyia olmeca olmeca* (Vargas y Díaz-Nájera), *Psychodopygus panamensis* (Shannon) y *Pa. shannoni* muestran un patrón similar de actividad, con un pico comprendido entre las 18:00 a las 20:00 horas (Rebollar-Téllez *et al.*, 2005). Según Rodríguez-Rojas (2017), en épocas de lluvias, *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni* presentan un pico de actividad de las 20:00 a las 23:00 horas, mientras que *Pi. ovallesi* de 21:00 a 22:00 horas, mientras que en la época de nortes el

pico de *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni* fue de 18:00 a 20:00 horas, y, en épocas de secas, *Lu. cruciata* presentó un pico de actividad de 19:00 a 23:00 horas, *Pa. shannoni* de 21:00 a 22:00 horas y *Pi. ovallesi* de 22:00 a 23:00 horas.

2.3 Distribución y diversidad de especies Phlebotominae en América y México.

Los flebotomíneos se distribuyen en América desde Estados Unidos de América hasta Argentina (Galati, 2018). Según Shimabukuro *et al.* (2017) en América existen 548 especies de flebotomíneos dentro de 23 géneros, distribuidas entre 28 países de las cuales 57 se han reportado en México (Galati, 2019).

Se han hecho registros en al menos 22 estados de México (Anexo1) (Díaz-Nájera, 1971; Durán-Luz *et al.*, 2019; Galati, 2018; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Ibáñez-Bernal y Ibarra-Juárez, 2016; Ibáñez-Bernal *et al.*, 2010; 2011; 2015; Ibáñez-Bernal, 1999; 2002; 2003; 2005a; Lozano-Sardaneta y Cañeda-Guzmán, 2015; Montes de Oca-Aguilar *et al.*, 2017; Moo-Llanes *et al.*, 2013; Pech-May *et al.*, 2016; Rebollar-Téllez *et al.*, 1996; 2005; Rebollar-Téllez y Moo-Llanes 2020; Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez, 2017; Rodríguez-Rojas *et al.*, 2017; Vargas y Díaz-Nájera, 1951; 1952; 1959; Young y Duncan, 1994) donde se encontraron las especies listadas a continuación:

Cuadro 1. Especies de flebotomíneos distribuidas en México.

Especies (<i>sensu</i> Galati, 2018)	Código Especies
<i>†Pintomyia (Pifanomyia) bolontikui</i>	<i>†bolontikui</i>
<i>†Micropygomyia (Sauromyia) paterna</i>	<i>†paterna</i>
<i>Psathyromyia (Xiphopsathyromyia) aclydifera</i>	<i>aclydifera</i>
<i>Dampfomyia (Dampfomyia) anthophora</i>	<i>anthophora</i>
<i>Dampfomyia (Dampfomyia) atulapai</i>	<i>atulapai</i>
<i>Dampfomyia (Coromyia) beltrani</i>	<i>beltrani</i>
<i>Psychodopygus bispinosus</i>	<i>bispinosus</i>
<i>Dampfomyia caminoi</i>	<i>caminoi</i>
<i>Psathyromyia (Forattiniella) carpenteri</i>	<i>carpenteri</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) cayennensis</i>	<i>cayennensis</i>
<i>cayennensis</i>	<i>cayennensis</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) cayennensis</i>	<i>cayennensis maciasi</i>
<i>maciasi</i>	
<i>Micropygomyia (Coquillettimyia) chiapanensis</i>	<i>chiapanensis</i>
<i>Psychodopygus corossoniensis</i>	<i>corossoniensis</i>
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) cratifer</i>	<i>cratifer</i>
<i>Lutzomyia (Tricholateralis) cruciata</i>	<i>cruciata</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) ctenidophora</i>	<i>ctenidophora</i>
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) dasymera</i>	<i>dasymera</i>
<i>Dampfomyia (Coromyia) deleoni</i>	<i>deleoni</i>
<i>Dampfomyia delpozoi</i>	<i>delpozoi</i>

<i>Lutzomyia (Tricholateralis) diabolica</i>	<i>diabolica</i>
<i>Dampfomyia (Coromyia) disneyi</i>	<i>disneyi</i>
<i>Dampfomyia (Dampfomyia) dodgei</i>	<i>dodgei</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) durani</i>	<i>durani</i>
<i>Pintomyia (Pifanomyia) evansi</i>	<i>evansi</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) farilli</i>	<i>farilli</i>
<i>Brumtomyia galindoi</i>	<i>galindoi</i>
<i>Lutzomyia (Tricholateralis) gomezi</i>	<i>gomezi</i>
<i>Brumtomyia hamata</i>	<i>hamata</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) hardisoni</i>	<i>hardisoni</i>
<i>Lutzomyia (Helcocyrtomyia) hartmanni</i>	<i>hartmanni</i>
<i>Dampfomyia inusitata</i>	<i>inusitata</i>
<i>Pintomyia (Pifanomyia) itza</i>	<i>itza</i>
<i>Dampfomyia (Dampfomyia) leohidalgoi</i>	<i>leohidalgoi</i>
<i>Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis</i>	<i>longipalpis</i>
<i>Lutzomyia manciola</i>	<i>manciola</i>
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) maya</i>	<i>maya</i>
<i>Brumptomyia mesai</i>	<i>mesai</i>
<i>Psychodopygus nocticolus*</i>	<i>nocticolus*</i>
<i>Bichromomyia olmeca olmeca</i>	<i>olmeca olmeca</i>
<i>Micropygomyia (Coquillettimyia) oppidana</i>	<i>oppidana</i>
<i>Pintomyia (Pifanomyia) ovallesi</i>	<i>ovallesi</i>
<i>Psychodopygus panamensis</i>	<i>panamensis</i>

<i>Dampfomyia (Dampfomyia) permira</i>	<i>permira</i>
<i>Micropygomyia (Sauromyia) pratti</i>	<i>pratti</i>
<i>Pintomyia (Pifanomyia) serrana</i>	<i>serrana</i>
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) shannoni</i>	<i>shannoni</i>
<i>Dampfomyia (Coromyia) steatopyga</i>	<i>steatopyga</i>
<i>Micropygomyia (Coquillettimyia) stewarti</i>	<i>stewarti</i>
<i>Psathyromyia (Forattiniella) texana</i>	<i>texana</i>
<i>Micropygomyia (Sauromyia) trinidadensis</i>	<i>trinidadensis</i>
<i>Trichopygomyia triramula</i>	<i>triramula</i>
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) undulata</i>	<i>undulata</i>
<i>Lutzomyia vargasi</i>	<i>vargasi</i>
<i>Micropygomyia (Coquillettimyia) vexator</i>	<i>vexator</i>
<i>Micropygomyia (Coquillettimyia) vindicator</i>	<i>vindicator</i>
<i>Micropygomyia (Micropygomyia) wirthi</i>	<i>wirthi</i>
<i>Nyssomyia ylephiletor</i>	<i>ylephiletor</i>

*No hay registro de dónde específicamente, pero existe literatura sobre su distribución en México (Shimabukuro *et al.*, 2017; Galati, 2018).

2.4. Patógenos transmitidos por Phlebotominae

Las hembras Phlebotominae (también conocidas como mosca de la arena o papalotilla) son hematófagas., y, debido a su hematofagia, actúan como vector

de diferentes patógenos causantes de enfermedades alrededor del mundo (Killick-Kendrick, 1999).

2.4.1. Parásitos

La leishmaniasis es una enfermedad inflamatoria crónica humana, causada por alguna de las más de 20 especies protozoarias del género *Leishmania*, que son transmitidos al hombre por la picadura de flebotomíneos infectados (dos Santos *et al.*, 2020; OMS, 2020). Los vectores de *Leishmania* están restringidos a dos géneros: *Phlebotomus* para especies en África, Asia y Europa, y *Lutzomyia* para especies centro y sur de América (Bates, 2008).

Este padecimiento es considerado una enfermedad desatendida, debido a su prevalencia en comunidades empobrecidas, además, presenta diferentes problemas como otras enfermedades tropicales desatendidas, los cuales son: pocos tratamientos terapéuticos, pobre diagnóstico y poca conciencia comunitaria (Burza *et al.*, 2018).

La enfermedad presenta tres formas principales: leishmaniasis cutánea (LC), en la que los síntomas se presentan en la piel (la forma más común); la leishmaniasis visceral (LV) que envuelve el torrente sanguíneo y órganos internos (la forma con mayor mortalidad) (OMS, 2020); y la tercera forma menos estudiada, la leishmaniasis mucocutánea, que lleva a una destrucción de membranas mucosas en nariz, boca y garganta. Esta última está mayormente presente en Bolivia, Brasil, Etiopía y Perú (Strazzulla, 2013; OMS, 2020).

Este padecimiento ha afectado a través de los años a 98 países dentro de África, América, Asia y Europa. Estimando hasta 400,000 y 1,200,000 de casos de LV y LC respectivamente (Alvar, 2012; OMS, 2020).

Según la Organización Panamericana de la Salud (2019) en el continente americano desde México hasta Argentina se han reportado alrededor de 50,000 nuevos casos por año desde el 2001 al 2017. México es uno de los países con menor incidencia (10.5/100,000 habitantes) con 842 nuevos casos de LC para el 2017 (OPS, 2017; OPS, 2019), ocupando así el 7° lugar con menor reporte de casos por año de 17 países de América (Alvar *et al.*, 2012).

De las 57 especies (55 existentes y 2 fósiles) de flebotomíneos reportadas en México. Las especies de mayor importancia médica y veterinaria son: *Bi. olmeca olmeca*, *Da. anthophora*, *Lu. cruciata*, *Lu. diabolica*, *Lu. longipalpis*, *Lu. gomezi*, *Ny. ylephiletor*, *Pa. shannoni*, *Pi. evansi*, *Pi. ovallesi* y *Ps. panamensis* (Rebollar-Téllez *et al.*, 1996a; Canto-Lara *et al.*, 2007; Sánchez-García *et al.*, 2010; Pech-May *et al.*, 2010; 2016; Galati *et al.*, 2019). Cada una de estas especies puede transmitir alguna especie particular de *Leishmania* en México. *Lu. longipalpis*, la especie transmisora de leishmaniasis visceral se distribuye desde el sur de México hasta Uruguay (Brazil *et al.*, 2010).

2.4.2 Bacterias

Las bacterias del género *Bartonella*, están diseminadas en la naturaleza con muchos reservorios animales e insectos vectores, de las cuales 13 especies o

subespecies han sido reconocidas como agentes causales de enfermedades humanas (Lamas *et al.*, 2008).

Bartonella bacilliformis es una bacteria gram-negativa, pleomórfica e intracelular, que prolifera en el torrente sanguíneo humano invadiendo a los eritrocitos, y, tiene un periodo de incubación de dos a ocho semanas (Maguiña y Gotuzzo, 2000; Minick *et al.*, 2014).

La Fiebre de Oroya o Enfermedad de Carrión es una afección, única en humanos, cuyo agente etiológico es *B. bacilliformis*, provoca lesiones angiogénicas y se puede presentar en la piel o, como una anemia hemolítica severa (Anderson y Neuman, 1997; Maguiña *et al.*, 2008; Minick *et al.*, 2014). Esta bacteria es transmitida por flebotomíneos, principalmente *Pi. verrucarum* (Hertig, 1942; Battisti *et al.*, 2015).

La enfermedad es endémica de los valles áridos de la cordillera de los Andes, con una altitud aproximada de 600-3200 msnm, localizados en Perú, Ecuador y Colombia (Alexander, 1995; Maguiña y Gotuzzo, 2000).

2.4.3 Virus

Algunos flebotomíneos son vectores de la Fiebre de Pappataci en la región de Asia, África y Europa causada por un arbovirus (Tesh, 1988; Becker *et al.*, 1997; Acevedo y Arrivillaga, 2008). Además, Comer *et al.* en 1990, demostraron que uno de los serotipos del virus que causa la estomatitis vesicular, una enfermedad que afecta al ganado en México, Centroamérica, el norte de Sudamérica y el este de Brasil (Letchworth *et al.*, 1999), puede ser transmitido por *Pa. shannoni*.

2.5. Phlebotominae en áreas naturales protegidas de América y México.

En América existen algunos trabajos de diversidad de flebotomíneos en áreas naturales protegidas, como el de Young y Duncan (1994) en algunas zonas del “Amazonas” en Brasil; Romero-Ricardo *et al.* (2013), en la “Reserva Forestal Protectora Serranía de Coraza y Montes de María” en Colombia; el de Tonelli *et al.* (2017) en el “Santuario do caraça”, en Brasil.

En México, Pech *et al.* (2016) encontraron 3,374 flebotomíneos distribuidos en nueve especies en dos comunidades de Calakmul, Campeche, cerca de la Reserva de la Biosfera Calakmul (RBC). El muestreo fue realizado tres noches seguidas cada mes, en cada localidad, durante noviembre del 2006 y enero y marzo del 2007, usando cinco trampas CDC, cinco trampas Disney y dos trampas Shannon cada noche. Los primeros dos tipos de trampa fueron colocados de 16:00-07:00 horas aproximadamente, mientras que las Shannon de 18:00-22:00. *Pa. shannoni* fue la especie más abundante (47.8 %) seguido por *Lu. cruciata* y *Bi. olmeca olmeca* (18.1 y 18.2 % respectivamente).

Por otra parte, Rebollar-Téllez y Moo-Llanes (2020) realizaron un estudio en siete comunidades, dentro y, alrededor de la RBC. El muestreo fue llevado a cabo en los meses de noviembre a marzo entre 2001-2007. Se muestrearon dos localidades por cada comunidad empleando cinco trampas CDC, cinco trampas Disney y una trampa Shannon, donde el horario de muestreo es el mismo que en Pech *et al.* (2016). Se encontraron 17,405 flebotomíneos distribuidos en un total de 17 especies. Las especies con mayor abundancia fueron *Bi. olmeca olmeca* (22,2%), *Lu. cruciata* (19,3%) y *Ps. panamensis* (18,8%). Ellos reportan dos

nuevos registros para Campeche: *Micropygomyia (Micropygomyia) cayennensis maciasi* (Fairchild y Hertig) y *Dampfomyia (Coromyia) steatopyga* (Fairchild y Hertig).

Ibáñez-Bernal (1998), reportó tres especies para la Reserva de la Biósfera Celestún: *Mi. cayennensis cayennensis*, *Mi. chiapanensis* y *Bi. olmeca olmeca*, además para la Reserva de la Biósfera Lagartos también reportó la primera especie.

Para la Reserva de la Biosfera Montes Azules dentro de la Selva Lacandona, Chiapas, Rodríguez-Rojas *et al.* (2013) realizaron un muestreo en junio de 2012. El muestreo fue realizado con trampas CDC y capturas manuales directas durante tres noches consecutivas. Se colectaron 153 especímenes con un total de siete especies, de las cuales, *Psathyromyia (Xiphopsathyromyia) aclydifera* (Fairchild y Hertig) fue la más abundante (82%).

En Jalisco, dentro de la Reserva de la Biosfera Chamela-Cuixmala Lozano-Sardaneta y Cañeda-Guzmán (2015) obtuvieron 158 flebotomíneos distribuidos en seis especies. El muestreo consistió en cuatro colectas, en junio y noviembre de 2011 y en marzo y abril de 2012. Se utilizaron trampas CDC miniatura de las 18:00-24:00 horas durante tres noches consecutivas en cada colecta. *Dampfomyia (Dampfomyia) dodgei* (Vargas y Díaz-Nájera) fue la especie con mayor abundancia (52%).

En Tamaulipas, dentro de las Reserva de la Biósfera El Cielo, Rodríguez-Rojas *et al.* (2017) reportaron 638 individuos de nueve especies de flebotomíneos. El

muestreo fue conducido del 28-30 de julio de 2010. Se utilizaron 16 trampas CDC y seis trampas Disney para cada noche de las 18:00-07:00 horas. La especie con mayor abundancia fue de *Pa. shannoni* (66%).

En la Unidad de Manejo Ambiental Rancho el Salado, en Puebla, Durán-Luz *et al.* (2019) encontraron 311 especímenes de flebotomíneos en un total de ocho especies. El estudio fue realizado en octubre 2014 y febrero y mayo 2015, se hizo en 2 áreas, una conservada y otra no conservada. Cada muestreo de cada mes, en cada zona, fue durante 3 noches consecutivas, utilizando ocho trampas CDC de 19:00-06:00 horas, adicionalmente una trampa Shannon fue utilizada en cada sitio durante dos noches seguidas de 19:00-23:00 horas en cada colecta. Las especies con mayor abundancia registrada fueron *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *durani* (Vargas y Díaz-Nájera) y *Da. dodgei* (39.2 y 28.9 % respectivamente).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Área de estudio

La primera localidad del muestreo (Figura 6) se encuentra dentro del Parque Estatal Cañón de Fernández (ANP-PECF), dentro del municipio de Lerdo, Durango (25°20'57.11"N; 103°44'28.95"O) con una elevación desde los 1,200 msnm. En un ambiente de bosque de galería conformado por *Salix* sp., *Taxodium mucronatum* y *Populus* sp.

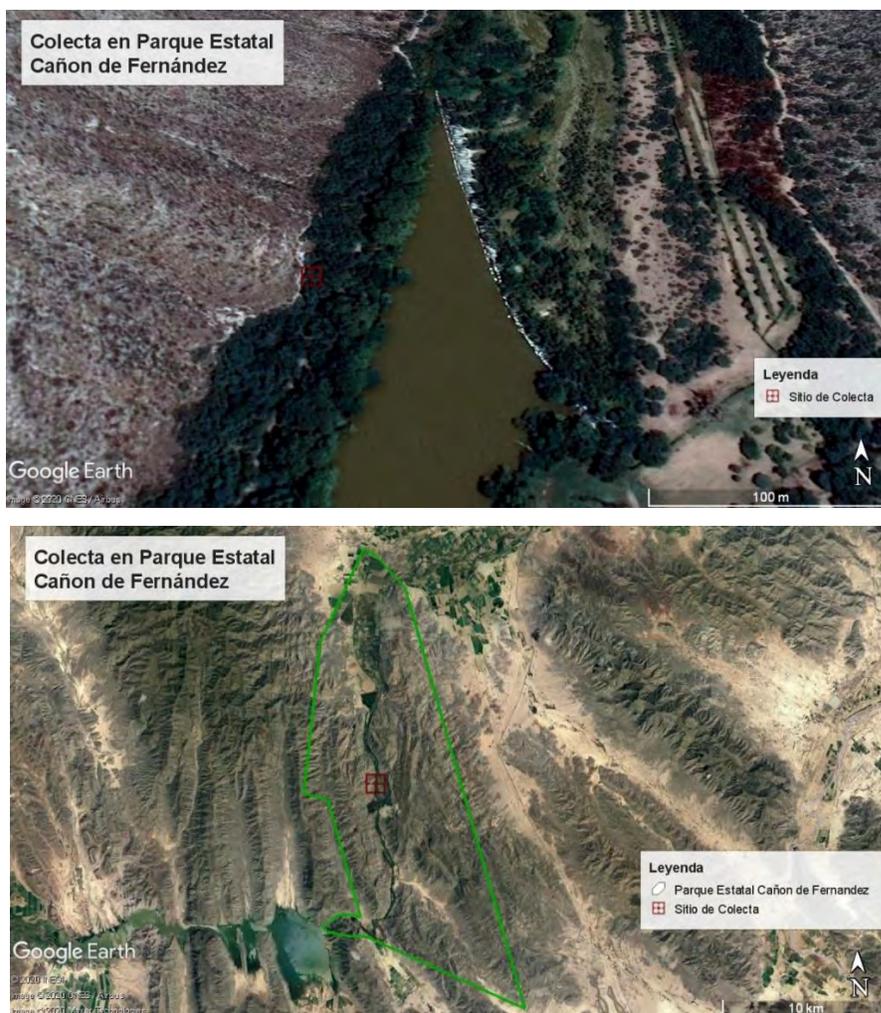


Figura 6. Área de estudio dentro del Parque Estatal Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México.

La segunda localidad de muestreo fue en “La Isla”, Lerdo, Durango (25°30'9.11"N 103°37'21.39"O) (Figura 7). La región arbórea estaba compuesta principalmente por álamos (*Populus* spp.).



Figura 7. Área de estudio “La Isla”, Lerdo, Durango, México.

3.1.1 Parque Estatal Cañón de Fernández

La superficie total del ANP-PECF es de 17,001.48 Ha, de la cuál 153 corresponden al corredor ripario, zona importante para la fauna local y como corredor biológico.

En el sitio presenta por lo menos tres diferentes ecosistemas: bosque de galería, matorral xerófilo, y ambientes acuáticos. Ciertas partes del río permiten apreciar tres estratos claramente definidos: el arbóreo, formado principalmente por sauces (*Salix* spp.), ahuehuetes (*Taxodium mucronatum*) y álamos (*Populus* sp.); el arbustivo en el que predomina la jarilla (*Bracharis glutinosa*) junto con otras

especies, y el estrato herbáceo dominado por un zacate introducido (*Cynodon dactylon*), que ha desplazado a gramíneas de géneros nativos como *Bouteloua*. Dentro del ANP-PECF, en la localidad conocida como Gaseros existen árboles del grupo de los ahuehuetes (*T. mucronatum*) de más de dos metros de diámetro y más de 500 años. Hacia las laderas en algunas porciones se presentan frondosos bosques de mezquite (*Prosopis laevigata*), casi siempre indicadores de altos contenidos de humedad en el suelo. En algunas porciones del cauce del río se forman pozas o lagunetas permanentes. En el ANP-PECF existen más de 50 especies que aparecen en la NOM-059-ECOL2001, de las cuales ocho están en peligro de extinción, 22 que están amenazadas y 27 que requieren de protección especial (SISR, 2007).

3.2 Captura de Phlebotominae

El trabajo de campo fue llevado a cabo los días 29 y 30 de noviembre y 1 de diciembre del 2019 en la primera localidad (Parque Estatal Cañón de Fernández) y los días 18, 19 y 20 de marzo de 2020 en la segunda localidad (La Isla), donde no hubo capturas de flebotomíneos en esta última. El muestreo consistió en tres días consecutivos en cada localidad. Durante cada noche se muestreo durante cinco horas continuas, 19:00 a 24:00 h. Las capturas de los flebotomíneos se realizaron con una trampa Shannon (2.5 m x 2 m x 2 m) (Figura 8) utilizando cebo humano protegido (Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez, 2017) y capturas manuales directas en huecos de la serranía. Cada espécimen capturado mediante aspiradores bucales se colocó en un frasco con alcohol al 70%

debidamente etiquetados por fecha, lugar, colector y trampa. Cada hora se anotó el número de individuos capturados y se procedía a cambiar de frasco.



Figura 8. Trampa Shannon colocada en el ANP Cañón de Fernández, Lerdo, Durango, México.

3.3 Identificación de Phlebotominae

Cada ejemplar fue montado en una laminilla permanente para microscopio de acuerdo con la técnica recomendada por Young y Perkins (1984) e Ibáñez-Bernal (1999). Para la preparación de los individuos antes del montaje se siguieron los siguientes pasos (Fig. 9), con individuos o grupos de individuos:

Se colocaron dos placas de porcelana de 12 cavidades c/u (en orden para completar seis cavidades en columna hacia abajo); En la primera fila, se vertió con una pipeta de plástico el hidróxido de sodio (NaOH) al 10%, en el cual se dejan macerar los especímenes durante 24 horas, cubriéndolos con un portaobjetos para evitar la rápida evaporación; Después, en la segunda fila se

agregó agua destilada (H₂O) para enjuagar a los individuos durante 10 minutos; Para iniciar la deshidratación gradual con alcoholes, los ejemplares se pasaron por la tercera fila con alcohol 70%, después por la cuarta fila con alcohol 80%, y por último a la quinta fila con alcohol 100%, durante 10 minutos en cada graduación; Para finalizar la preparación de los organismos, en la cavidad de la sexta fila, se diafanizó a éstos con alcohol isopropílico y esencia de clavo (1:1), dejándose sumergidos durante al menos 20 minutos cubiertos con un portaobjetos para evitar la evaporación.

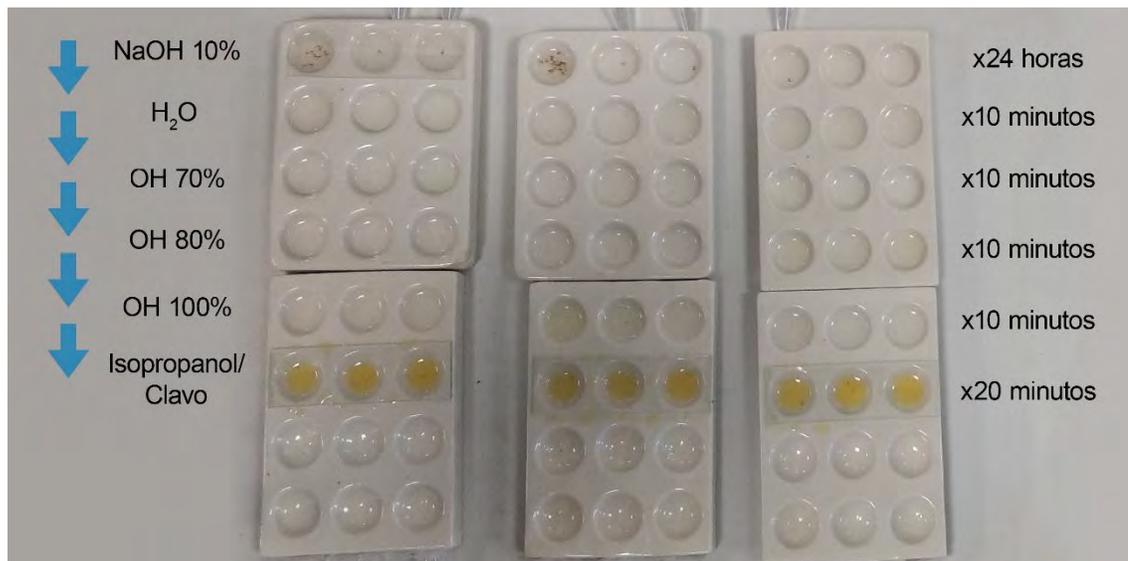


Figura 9. Tratamiento para el montaje de especímenes y diafanización de Phlebotominae.

El montaje permanente se llevó a cabo en dos fases:

Primera Fase: se colocó una gota de Euparal® (Bioquip Products, Rancho Domínguez, CA, EUA), utilizando la punta de un aplicador de madera, justo en el centro de un portaobjetos Corning®, después se procedió a colocar un individuo

(diafanizado) y, con la ayuda del microscopio estereoscopio, y unas pinzas (con punta individual de <1 mm), se acomodó el ejemplar y sus estructuras para su posterior identificación (Figura 10). Ambos sexos, la cabeza hacia la izquierda, cabeza separada del tórax, con los ojos hacia debajo de la laminilla, tórax en vista lateral, alas extendidas hacia arriba y patas hacia abajo. Para las hembras, se separó además el abdomen y se colocó de manera ventral apuntando hacia arriba de la laminilla (Figura 10). En el caso de los machos, el abdomen se quedó junto con el tórax en vista lateral, con la terminalia apuntando hacia atrás del individuo (derecha de la laminilla) (Figura 11).

Segunda Fase: después de 24 horas de la primera fase, se observó que las estructuras siguieran dispuestas como deberían, para después agregar otra gota de Euparal y sobre esta, sin ejercer presión, se colocó un cubreobjetos Pearl® circular de 12 mm de diámetro y 0.13-0.17 mm de ancho de grosor (Figura 12).



Figura 10. Montaje de hembra *Mi. oppidana* con huevos.

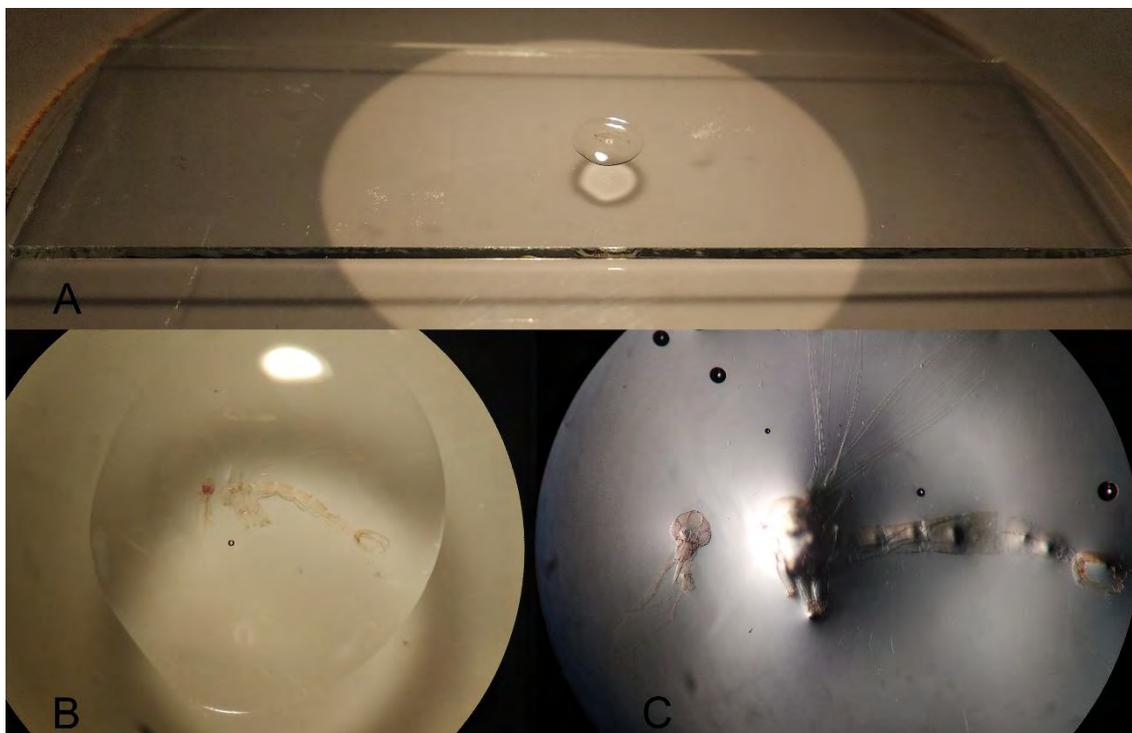


Figura 11. Montaje de flebotomineos. A: Portaobjetos con gota de Euparal en estereoscopio. B: Flebotomineo puesto sobre la gota de Euparal. C: Flebotomineo montado.

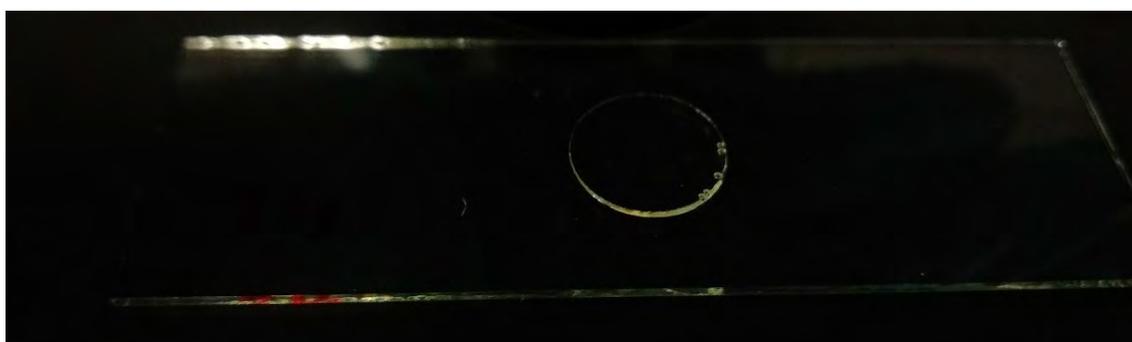


Figura 12. Montaje permanente en laminilla, cubreobjetos sobre Euparal.

La identificación fue mediante diferentes estructuras morfológicas de acuerdo con las claves de Young y Duncan (1994), así como las claves de Ibáñez-Bernal (2005a, 2005b). Las especies siguieron la nomenclatura de Galati *et al.* (1995; 2003) y las abreviaturas de Marcondes (2007) Los ejemplares montados están depositados en la “Colección de Artrópodos” del Centro de Investigación y Desarrollo en Ciencias de la Salud, Universidad Autónoma de Nuevo León.

4. RESULTADOS

Se encontraron un total de 190 flebotomíneos, de tres especies y dos géneros: *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *anthophora*, *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *oppidana* y *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *stewarti* (Cuadro 2). De estos, 163 son machos, todos pertenecientes a *Mi. oppidana*, y 27 hembras, de las cuales, dos son *Da. anthophora*, cinco *Mi. stewarti* y 20 ejemplares de *Mi. oppidana*. Se conservaron en alcohol al 96% y en frío las patas de 48 organismos para futuros análisis genéticos como Barcode.

Cuadro 2. Flebotomíneos capturados en el ANP Cañón de Fernández, Lerdo, Durango.

Especie	Hora de captura	Captura en Reposo		Shannon		Sub total	Total
		♀	♂	♀	♂		
<i>Mi. oppidana</i>	19:00-20:00	9	35	1	2	47	183
	20:00-21:00	3	48	1	2	54	
	21:00-22:00	2	36	1	2	41	
	22:00-23:00	1	22	0	0	23	
	23:00-24:00	2	16	0	0	18	
<i>Mi. stewarti</i>	19:00-20:00	1	0	0	0	1	5
	20:00-21:00	0	0	0	0	0	
	21:00-22:00	1	0	1	0	2	
	22:00-23:00	1	0	0	0	1	
	23:00-24:00	1	0	0	0	1	
<i>Da. anthophora</i>	19:00-20:00	0	0	1	0	1	2
	20:00-21:00	0	0	1	0	1	
	21:00-22:00	0	0	0	0	0	
	22:00-23:00	0	0	0	0	0	
	23:00-24:00	0	0	0	0	0	

4.1 Descripción morfológica de Phlebotominae

***Dampfomyia (Dampfomyia) anthophora* hembra:**

Características morfológicas distintivas observadas: Cibario con dos dientes horizontales en forma laminar; Conductos espermatecales individuales, al menos tan largos como el cuerpo espermatecal.

Material examinado: México, Durango, Mpo. Lerdo, Parque Estatal Cañón de Fernández, trampa Shannon, 29-nov-2019, col. Jesús Armijo-Nájera, Rafael Marroquín y Rahuel Chan-Chable, 1♀; 02-dic-2019, col. Jesús Armijo-Nájera y Jesús Castro-Xochitla, 1♀, altitud: 1200 m.s.n.m. 25°20'57.11"N; 103°44'28.95"W.

***Micropygomyia (Coquillettimyia) oppidana* hembra:**

Características morfológicas distintivas observadas: Flagelómeros con ascoides simples y estos son cortos, además, no alcanzan el margen distal del siguiente artejo; Cibario sólo con 4 dientes horizontales grandes en forma de corona; Espermateca con forma globular con anillos; Conductos espermatecales individuales más de cinco veces el largo del tallo de la furca genital.

Material examinado: México, Durango, Mpo. Lerdo, Parque Estatal Cañón de Fernández, colecta directa sobre roca, 29-nov-2019, col. Jesús Armijo-Nájera, Rafael Marroquín y Rahuel Chan-Chable, 9♀, trampa Shannon, 2♀; colecta directa sobre roca, 30-nov-2019, 6♀; 02-dic-2019, col. Jesús Armijo-Nájera y Jesús Castro-Xochitla, 2♀, trampa Shannon, 1♀, altitud: 1200 m.s.n.m. 25°20'57.11" N 103°44'28.95" W.

***Micropygomyia (Coquillettimyia) oppidana* macho:**

Características morfológicas distintivas observadas: Lóbulo lateral delgado, longitud mayor a siete y medio veces su ancho; Conductos eyaculadores con ápices delgados, menos que el ancho de la bomba eyaculadora; Gonocoxito con mechón basal con cuatro sedas; Gonostilo con cinco sedas insertadas a diferente nivel con fórmula 1+1+1+2; Conductos eyaculadores con el ápice lanceolado, con el extremo delgado más corto que la longitud del ensanchamiento; Parámero delgado tan largo como un tercio de la longitud del lóbulo lateral.

Material examinado: México, Durango, Mpo. Lerdo, Parque Estatal Cañón de Fernández, colecta directa sobre roca, 29-nov-2019, col. Jesús Armijo-Nájera, Rafael Marroquín y Rahuel Chan-Chable, 94♂, trampa Shannon, 3♂; colecta directa sobre roca, 30-nov-2019, 45♂, trampa Shannon 1♂; colecta directa sobre roca, 02-dic-2019, col. Jesús Armijo-Nájera y Jesús Castro-Xochitla, 18♂, trampa Shannon 2♂, altitud: 1200 m.s.n.m. 25°20'57.11" N 103°44'28.95" W.

***Micropygomyia (Coquillettimyia) stewarti* hembra:**

Cibario sólo con 4 dientes horizontales; Espermateca más ancha que el diámetro del tallo de la furca genital; Espermateca con la porción distal globular, más larga que ancha y anillos en su unión con el conducto individual.

Material examinado: México, Durango, Mpo. Lerdo, Parque Estatal Cañón de Fernández, colecta directa sobre roca, 29-nov-2019, col. Jesús Armijo-Nájera, Rafael Marroquín y Rahuel Chan-Chable, 3♀; trampa Shannon, 30-nov-2019, 1♀;

colecta directa sobre roca, 02-dic-2019, col. Jesús Armijo-Nájera y Jesús Castro-
Xochitla, 1 ♀, altitud: 1200 m.s.n.m. 25°20'57.11" N 103°44'28.95" W.

5. DISCUSIÓN

Se describieron los primeros registros de flebotomíneos para el Área Natural Protegida Parque Estatal Cañón de Fernández, además, también son los primeros para el estado de Durango, donde se encontraron las especies *Da. anthophora*, *Mi. oppidana* y *Mi. stewarti*. La presencia de *Mi. oppidana* y *Mi. stewarti* en conjunto puede deberse a su estrecha relación filogenética (Galati, 2018).

Mi. oppidana, fue descrita por primera vez por Dampf (1944) el cual le acuñó el nombre de *Phlebotomus oppidanus*, después, esta especie fue adoptada por Young y Duncan (1994) como *Lutzomyia (Helcocyrtomyia) oppidana*, y hasta 1995, y con la nueva clasificación propuesta por Galati, adoptó el nombre de *Micropygomyia (Coquilletimyia) oppidana*. Esta especie se ha reportado en México en Ciudad de México (localidad tipo), Nayarit, Nuevo León y Veracruz y en Estados Unidos de América en Colorado, Montana, Texas y Washington (Ibáñez-Bernal, 2003; Ibáñez-Bernal *et al.*, 2011).

Según Ibáñez-Bernal (2003) aunque existan pocos registros *Mi. oppidana* es una especie ampliamente distribuida por estos dos países. Tienen características similares a *Mi. stewarti* y *Mi. vexator*, lo cual hace que antiguos registros puedan tener sesgos y haber confundido una especie con otra. Aunque *Mi. oppidana* no ha sido catalogada como una especie de importancia médica, Rodríguez-Rojas *et al.* (2017) analizaron por PCR la presencia de *Leishmania* spp. con un resultado negativo.

Mi. stewarti fue descrita por primera vez como *Phlebotomus stewarti* por Mangabeira y Galindo (1944), después, Barretto (1962) como *Lutzomyia (Helcocyrtomyia) stewarti*, y con la más reciente clasificación de Galati (1995) pasó a *Micropygomyia (Coquilletimyia) stewarti*. Aunque la distribución conocida en E.U.A. se reduce a California (localidad tipo), y en México a Baja California y Sonora (Ibáñez-Bernal, 2003), los mapas de distribución potencial actual muestran que puede estar presente en toda la frontera sur de E.U.A. y el sur de Florida, y, además, en todos los estados de México, con pequeños manchones de ausencias (Moo-Llanes *et al.*, 2013).

Mi. stewarti no es considerada como una especie de importancia médica, por su poca antropofilia, sin embargo, Schall (2011) la describe como un potencial vector de *Plasmodium mexicanum* (Thompson & Huff), un protista parasítico que afecta a reptiles.

Da. anthophora fue descrita por primera vez por Addis (1945) que lo acuñó como *Phlebotomus (Dampfomyia) anthophorus*, luego Theodor (1965) lo reclasificó en el género *Lutzomyia*, conservando el subgénero, y cambiando el epíteto específico a *anthophorus*, por último, Galati (1995) reclasificó la especie quedando como *Dampfomyia (Dampfomyia) anthophora*. Se distribuye por E.U.A. en Arizona y Texas (localidad tipo) y por México en Guerrero, Michoacán, Morelos, Nuevo León y Tamaulipas (Mead y Cupp, 1995; Ibáñez-Bernal, 2001; Rodríguez-Rojas *et al.*, 2017)

Con datos bioclimáticos como son la temperatura media anual, rango diurno medio, isothermalidad, estacionalidad de temperatura, temperatura máxima del

mes más cálido, temperatura mínima del mes más frío, rango anual de temperatura, entre otros, los modelos de nicho ecológico nos dicen, cómo se puede estar distribuyendo actualmente (y además modelar la distribución a futuro) una especie. Según el mapa de distribución potencial actual de *Da. anthophora* de González *et al.* (2010), en el que usaron las 19 variables bioclimáticas posibles, y Moo-Llanes *et al.* (2018), en el que usaron sólo nueve variables bioclimáticas, esta especie, aparece desde el centro de México hasta abarcar prácticamente todos los estados del sur de E.U.A., incluyendo la misma zona donde se realizó el presente trabajo, en la cual, no había registro previo, lo que nos da la pauta para validar los modelos de predicción.

A pesar de sólo encontrar dos especímenes hembras, el que hayan estado ambos, en días diferentes, dentro de la trampa Shannon, nos recuerda su posible antropofilia, opuesto a *Mi. oppidana* que el 95 % de las capturas fueron de manera directa en reposo fuera de la trampa. Una de las hembras de *Da. anthophora* fue capturada con huevos, lo cual coincide con la época reproductiva de la especie en el trabajo de McHugh *et al.* (2001) realizado en Texas.

En 2009, se registró el primer caso en Durango de leishmaniasis causado por *Leishmania mexicana* (Pérez-Vega *et al.*, 2009). Este protozooario ha sido aislado de *Da. anthophora* (McHugh *et al.*, 1993; McHugh, 2010), además en México es reconocida según el Centro Nacional de Vigilancia Epidemiológica y Control de Enfermedades (2015) como uno de los vectores asociados a leishmaniasis cutánea. Durango no es el único estado al norte de México, en Coahuila, Nuevo

León y Tamaulipas también se han presentado, aunque escasos, casos de leishmaniasis (Díaz-Nájera, 1971; Simpson *et al.*, 1968).

Aunque diferentes especies de Phlebotominae son potenciales vectores de *Leishmania* spp., el estudio de su diversidad en la región norte de México es escaso. Conocer su distribución y las especies específicas en la región favorece al conocimiento de posibles casos futuros de leishmaniasis y sus vectores específicos.

El uso de la trampa Shannon ha mostrado la mayor abundancia y riqueza de especies en la mayoría de los estudios (Cruz-Ruiz *et al.*, 1994; Rebollar-Téllez *et al.*, 2006; Pech-May *et al.*, 2010; 2016; Rebollar-Téllez *et al.*, 2005; Sánchez-García *et al.*, 2010; May-Uc *et al.*, 2011; Pérez *et al.*, 2013; Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez, 2017) pero esto no siempre se cumple (Christenesen *et al.*, 1972; Andrade *et al.*, 2005; Posada-López *et al.*, 2014) como en el presente estudio que la gran mayoría de los especímenes fueron atrapados en un sitio diferente a la trampa Shannon, además, existen especies que pueden llegar a ser capturadas sólo en un tipo de trampa como en el trabajo de Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) donde la especie *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *permira* (Fairchild & Hertig) fue capturada sólo en trampas de luz CDC y la especie *Lutzomyia manciola* (Ibáñez-Bernal), sólo fue capturada en trampa Shannon, lo cual nos advierte que los muestreos deben usarse diferentes tipos de trampas para poder observar diversidad más cercana a la real.

El objetivo de documentar las especies del Área Natural Protegida Parque Estatal Cañón de Fernández de cierta manera se cumplió dando lugar a los primeros

registros, hace falta un mayor esfuerzo de muestreo, usar además trampas de luz, agregar más puntos para la localidad y también en diferentes localidades del estado de Durango, y durante al menos un año como en Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017), para así poder estar seguros del ensamblaje Phlebotominae para el mismo.

Según los modelos de predicción se espera encontrar en el área de la reserva las especies *Lu. diabolica* (González *et al.*, 2010), *Mi. californica*, *Mi. vexator* y *Pa. texana* (Moo-Llanes *et al.*, 2013). Para el estado de Durango, además de las anteriores, se espera encontrar en la zona más cercana a la costa del pacífico, las especies *Br. mesai*, *Da. beltrani*, *Pa. carpenteri*, *Mi. cayennensis*, *Mi. chiapanensis*, *Lu. cruciata*, *Lu. longipalpis*, *Pi. ovallesi*, *Ps. panamensis*, *Pi. serrana*, *Mi. trinidadensis*, *Pa. undulata* y *Ny. ylephiletor* (Moo-Llanes *et al.*, 2013).

Dado el creciente interés en la restauración de ambientes degradados, el monitoreo de la dinámica de los ensamblajes de las comunidades de insectos podría proporcionar evidencia convincente para estimar el éxito o el fracaso de cualquier proyecto de restauración (Mattoni *et al.*, 2000). Ashford (2007) expone cómo las enfermedades como la leishmaniasis pueden llegar a ser a única respuesta del ambiente contra la sobrepoblación humana y los cambios antropogénicos generados en el planeta. Las causas que facilitan enfermedades emergentes son meramente dadas por el hombre, además, la dificultad de erradicar reservorios silvestres hace que el manejo de las poblaciones deba orientarse hacia la salud del ecosistema (Medina-Vogel, 2010). Así, la OMS (s.f.), manifiesta que tenemos que preservar nuestra salud mediante la protección de

la biodiversidad. Por ello es necesario conocer primero la biodiversidad que se plantea conservar.

6. CONCLUSIÓN

El presente estudio representa la primera evaluación del ensamblaje de Phlebotominae tanto para el Área Natural Protegida Parque Estatal Cañón de Fernández como para el estado de Durango. Y así, forma las bases para generar futuras investigaciones sobre estos insectos en el estado y alrededores donde no se tienen registros como Chihuahua.

7. LITERATURA CITADA

- Acevedo MÁ, & Arrivillaga J. 2008. Eco-Epidemiología de flebovirus (Bunyaviridae, Phlebovirus) transmitidos por flebótomos (Psychodidae, Phlebotominae). Boletín de Malariología y Salud Ambiental. 48 (1): 3-16.
- Addis CJ. 1945. *Phlebotomus (Dampfomyia) anthophorus* n. sp. and *Phlebotomus diabolicus* Hall from Texas (Diptera: Psychodidae). Journal of Parasitology. 3: 119-127.
- Alencar RB, & Scarpassa VM. 2018. Morphology of the eggs surface of ten Brazilian species of phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). Acta Tropica. 187: 182.-189.
- Alexander B. 1995. A review of bartonellosis in Ecuador and Colombia. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. 52: 354-359.
- Alvar J, Vélez ID, Bern C, Herrero M, Desjeux P, *et al.* 2012. Leishmaniasis Worldwide and Global Estimates of Its Incidence. PLOS ONE. 7 (5): e35671.
- Anderson BE & Neuman MA. 1997. *Bartonella* spp. as emerging human pathogens. Clinical Microbiology Reviews. 10 (2): 203-219.
- Andrade MS, Valença HF, Silva AL, Almeida FA, Almeida EL, Felinto de Brito ME, Brandão Filho SP. 2005. Sandfly fauna in a military training area endemic for American tegumentary leishmaniasis in the Atlantic Rain Forest region of Pernambuco, Brazil. Cadernos Saúde Pública, Rio de Janeiro 21 (6): 1761-1767.
- Ansorge J. 1994. Tanyderidae and Psychodidae (Insecta: Diptera) from the lower Jurassic of Northeastern Germany. Palaontologische Zeitschrift. 68: 199-210.
- Ashford RW. 2007. Disease as a stabilizing factor in the protection of landscape: The Leishmaniasis as models. EcoHealth. 4 (1): 99-103.
- Barretto MP. 1962. Novos subgéneros de *Lutzomyia* França, 1924 (Dipt., Psychodidae, Phlebotominae). Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo. 4: 91-100.

- Bates PA. 2008. *Leishmania* sand fly interaction: progress and challenges. *Current Opinion in Microbiology*. 11 (4): 340-344.
- Battisti JM, Lawyer PG & Minnick MF. 2015. Colonization of *Lutzomyia verrucarum* and *Lutzomyia longipalpis* sand flies (Diptera: Psychodidae) by *Bartonella bacilliformis*, the Etiologic Agent of Carrión's Disease. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 9 (10): e0004128.
- Becker M, Zielen S, Schwarz T, Linde R, & Hofmann D. 1997. Pappataci-Fieber. *Klinische Pädiatrie*. 209 (06): 377-379.
- Biagi, F., A.M. de Biagi & Beltrán, F. 1965. *Phlebotomus flaviscutellatus*, transmisor natural de *Leishmania mexicana*. *La prensa Médica Mexicana*. 30: 267-272.
- Brazil RP, Passos WL, Brazil BG, Temeljkovitch M & Filho J. 2010. Diptera, Psychodidae, Phlebotominae Rondani, 1840: Range extension and new records from lowland Bolivia. *Check List*. 6: 567-588.
- Burza S, Croft SL & Boelaert M. 2018. Leishmaniasis. *The Lancet*. 392 (10151): 891-984.
- Cabrera OL, Neira M, Bello F y Ferro C. 1999. Ciclo de vida y colonización de *Lutzomyia ovallesi* (Diptera: Psychodidae), vector de *Leishmania* spp en América Latina. *Biomédica*. 19 (3): 223-9.
- Canto-Lara, SB, Bote-Sánchez MD, Rebollar-Téllez EA & Andrade-Narváez FJ. 2007. Detection and identification of *Leishmania* kDNA in *Lutzomyia olmeca olmeca* and *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) by polymerase chain reaction in Southern Mexico. *Entomological News*. 118 (3): 217-223.
- Castillo A, Serrano AK, Mikery OF, Pérez J. 2015. Life history of the sand fly vector *Lutzomyia cruciata* in laboratory conditions. *Medical and Veterinary Entomology*. 29 (4): 393-402.
- CENAPRECE. 2013. Programa de Acción Específico. Prevención y Control de las Leishmaniasis 2013-2018. Recuperado en: http://www.cenaprece.salud.gob.mx/descargas/pdf/PAE_PrevencionControlLeishmaniasis2013_2018.pdf.

- CENAPRECE. 2015. Manual Para el Diagnóstico, Tratamiento y Control de las Leishmaniasis. Recuperado en: <http://www.cenaprece.salud.gob.mx/programas/interior/vectores/descargas/pdf/ManualLeishmaniasis2015.pdf>.
- Chelbi I & Zhioua E. 2007. Biology of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in the laboratory. *Journal of Medical Entomology*. 44: 597-600.
- Christenesen HA, Herrer A, Telford Jr SR. 1972. Enzootic cutaneous leishmaniasis in Eastern Panama II: entomological investigations. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*. 66(1): 55-66.
- Comer JA, Tesh RB, Modi GB, Corn JL & Nettles VF. 1990. Vesicular stomatitis virus, New Jersey serotype: replication in and transmission by *Lutzomyia shannoni* (Diptera: Psychodidae). *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 42: 483-490.
- Cordeiro DP & Wagner R. 2018. Family Psychodidae. Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates. 765-770.
- Cruz-Ruiz AL, García-Rejón JE, Manrique-Saide P, Pérez-Mutul J. 1994. Taxonomical identification of anthropophilic species of *Lutzomyia* in Quintana Roo, Peninsula of Yucatán, Mexico. *Revista Biomédica*. 5: 127-131.
- Dampf A. 1944. Notas sobre flebotómidos mexicanos. Observaciones generales y descripción de dos especies nuevas (*Phlebotomus oppidanus* y *Phl. vindicator*) encontradas en la Ciudad de Mexico (Ins. Diptera, Fam. Phlebotomidae). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*. 5: 237-254.
- Díaz-Nájera A. 1971. Presencia de *Lutzomyia (Lutzomyia) diabolica* (Hall), 1936 en Muzquiz, Coahuila, México, (Diptera: Psychodidae). *Anales del Primer Congreso Latinoamericano de Entomología*. *Revista Peruana de Entomología*. 14: 394-395.
- Dougherty MJ, Ward RD & Hamilton G. 1992. Evidence for the accessory glands as the site of production of the oviposition attractant and/or stimulant of

- Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). Journal of Chemical Ecology. 18: 1165-75.
- dos Santos JC, Leite Quixabeira VB, Teodoro Silva MV, Damen MSMA, Schraa K, Jaeger M, *et al.* 2020. Genetic variation in Interleukin-32 influence the immune response against New World *Leishmania* species and susceptibility to American Tegumentary Leishmaniasis. PLoS Neglected Tropical Diseases. 14 (2): e0008029.
- Durán-Luz J, Sandoval-Ruiz CA & Ibáñez-Bernal S. 2018. Phlebotominae and Trichomyiinae (Diptera: Psychodidae) diversity in a tropical dry forest of central Mexico: a comparison of conserved and anthropized habitats. Studies on Neotropical Fauna and Environment. 54 (1): 40-47.
- El Kammah KM. 1973. Studies of autogeny in *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) (Diptera: Psychodidae). Journal of Medical Entomology. 10: 261-263.
- Elnaiem DA & Ward RD. 1991. Response of the sandfly *Lutzomyia longipalpis* to an oviposition pheromone associated with conspecific eggs. Medical and Veterinary Entomology. 5: 87-91.
- Feliciangeli MD. 1987. Ecology of sandflies (Diptera: Psychodidae) in a restricted focus of cutaneous leishmaniasis in northern Venezuela. IV. Sandfly monthly fluctuation and Leishmaniasis incidence relationship. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 82 (1): 77-179.
- Ferro C, Cárdenas E, Corredor D, Morales A, Munstermann LE. 1998. Life cycle and fecundity analysis of *Lutzomyia shannoni* (Dyar) (Diptera: Psychodidae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 93(2):195-199.
- Forattini OP. 1973. Entomología Medica. Vol. 4 Psychodidae, Phlebotominae, Leishmanioses, Bartonelose. Editora Edgard Blucher. 658 p.
- Galati EAB. 1995. Phylogenetic systematic of Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) with emphasis on American groups. Boletín de Malariología y Salud Ambiental. 35 (1): 133-142.
- Galati EAB. 2003. Classificação de Phlebotominae. pp. 23-52. In, E. R. Rangel, R. Lainson (Organizadores). Flebotomíneos do Brasil. Editora Fiocruz, Rio de Janeiro, Brazil. 367 p.

- Galati EAB. 2018. Phlebotominae (Diptera, Psychodidae): Classification, Morphology and Terminology of Adults and Identification of American Taxa. Brazilian Sand Flies. 9-212.
- Galati EAB. 2019. Morfologia e terminologia de Phlebotominae (Diptera: Psychodidae). Classificação e identificação de táxons das Américas. Vol I. Apostila da Disciplina Bioecologia e Identificação de Phlebotominae do Programa de Pós-Graduação em Saúde Pública. Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, São Paulo. 133p. Recuperado en: <http://www.fsp.usp.br/egalati>.
- Galati EAB, Galvis-Ovallos F, Lawyer P, Léger N & Depaquit J. 2017. An illustrated guide for characters and terminology used in descriptions of Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). Parasite. 24 (26).
- Godínez-Álvarez A y Ibáñez-Bernal S. 2010. Catálogo De Psychodidae (Diptera) de la Colección De Artrópodos con Importancia Médica del INDRE, Secretaría de Salud, México. Acta Zoológica Mexicana. 26 (1): 99-121.
- González C, Wang O, Strutz SE, González-Salazar C, Sánchez-Cordero V, et al. 2010. Climate Change and Risk of Leishmaniasis in North America: Predictions from Ecological Niche Models of Vector and Reservoir Species. PLoS Neglected Tropical Diseases. 4 (1): e585.
- Gomes AC, Galati EAB. 1987. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 5. Estratificação da atividade espacial e estacional de phlebotomine (Diptera, Psychodidae) em áreas de cultura agrícola da região do Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 82 (4): 467-473.
- Hertig M. 1942. *Phlebotomus* and Carrion's Disease. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. S1-22 (4): 2-10.
- Ibáñez-Bernal S. 1998. Los díptera hematófagos y taxa relacionados de dos áreas protegidas del estado de Yucatán, México (Insecta). Secretaría de Salud. Instituto Nacional de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos. Informe final SNIB-CONABIO. Proyecto No. G011. México, D.F.

- Ibáñez-Bernal S. 1999. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. I.- *Brumptomyia* França y Parrot; *Lutzomyia* França, las especies de *L. (Lutzomyia)* França y del grupo *Verrucarum*. Folia Entomológica Mexicana. 107: 61-116.
- Ibáñez-Bernal S. 2001. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. II.-Las especies de *Lutzomyia (Coromyia)* Barretto, del grupo *Delpozoi* y de *Lutzomyia (Dampfomyia)* Addis. Folia Entomológica Mexicana. 40: 17-46.
- Ibáñez-Bernal S. 2002. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. III. Las especies de *Lutzomyia (Psathyromyia)* Barreto, del grupo *Aragoi*, de *L. (Trichopygomyia)* Barreto, del grupo *Dreisbachi* y de *L. (Nyssomyia)* Barreto. Folia Entomológica Mexicana. 41: 149-183.
- Ibáñez-Bernal S. 2003. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. IV. Las especies de *Lutzomyia (Psychodopygus)* Mangabeira, *L. (Micropygomyia)* Barretto, *Lutzomyia* grupo *Oswaldoi*, *L. (Helcocyrtomyia)* Barretto y especies del género sin agrupar. Folia Entomológica Mexicana. 42: 109-152.
- Ibáñez-Bernal S. 2005a. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. V.- Clave Ilustrada para la identificación de los machos de *Lutzomyia* França. Folia Entomológica Mexicana. 44 (1): 49-66.
- Ibáñez-Bernal S. 2005b. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. VI. Clave ilustrada para la identificación de las hembras de *Lutzomyia* França. Folia Entomológica Mexicana. 44 (2): 195-212.
- Ibáñez-Bernal S, & Ibarra-Juárez LA. 2016. Notes on phlebotomine sand flies of Michoacán, Mexico, with a key for the identification of species currently recorded from this state (Diptera: Psychodidae). Acta Zoológica Mexicana. 32 (1): 49-54.
- Ibáñez-Bernal S, May-UC E, & Rebollar-Téllez A. 2010. Two new species of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) from Quintana Roo, Mexico. Zootaxa. 2448: 26–34.
- Ibáñez-Bernal S, Muñoz J, Rebollar-Téllez EA, Pech-May A, & Marina CF. 2015. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) of Chiapas collected near

- the Guatemala border, with additions to the fauna of Mexico and a new subgenus name. *Zootaxa*. 3994 (2): 151.
- Ibáñez-Bernal S, Suárez-Landa T & Mendoza, F. 2011. An updated checklist of the phlebotomine sand flies of Veracruz, Mexico (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae). *Zootaxa*. 2928 (1): 29.
- Jarvis EK & Rutledge LC. 1992. Laboratory observations on mating and leklike aggregations in *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Medical Entomology*. 29 (2): 171-177.
- Kettle, DS. 1990. Chapter 9: Psychodidae-Phlebotominae (Sand flies) In: Kettle DS. (ed.) *Medical and Veterinary Entomology*. C. A. B. International. Wallingford, United Kingdom. 159-172 pp.
- Killick-Kendrick R. 1999. The biology and control of Phlebotomine sand flies. *Clinics in Dermatology*. 17 (3): 279-289.
- Killick-Kendrick R & Killick-Kendrick M. 1987. Honeydew of aphids as a source of sugar for *Phlebotomus ariasi*. *Medical and Veterinary Entomology*. 1: 297-302.
- Karunaweera ND, Ginige S, Senanayake S, Silva H, Manamperi N, *et al.* 2020. Spatial Epidemiologic Trends and Hotspots of Leishmaniasis, Sri Lanka, 2001-2018. *Emerging Infectious Diseases*. 26 (1): 1-10.
- Lamas C, Curi A, Bóia M & Lemos E. 2008. Human bartonellosis: seroepidemiological and clinical features with an emphasis on data from Brazil - A review. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*. 103(3): 221-235.
- Letchworth GJ, Rodríguez LL & Del C Barrera J. 1999. Vesicular Stomatitis. *The Veterinary Journal*. 157 (3): 239-260.
- Lewis DJ. 1965. Internal structural features of some Central American phlebotomine sandflies. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*. 59 (3): 375-385.
- Lewis DJ, Young DG, Fairchild GB, Minter DM. 1977. Proposal for a stable classification of the phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). *Systematic Entomology*. 2: 319-332.

- Lozano-Sardaneta YN y Cañeda-Guzmán IS. 2015. Los flebotominos de la estación de Biología de Chamela, Jalisco, México. *Entomología Mexicana*. 2: 875-881.
- Macedo-Silva VP, Martins DR, De Queiroz PV, Pinheiro MP, Freire CC, *et al.* 2014. Feeding preferences of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae), the sand fly vector, for *Leishmania infantum* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae). *Journal of Medical Entomology*. 51 (1): 237-244.
- Maguiña C & Gotuzzo E. 2000. Bartonellosis New and Old. *Infectious Disease Clinics of North America*. 14 (1): 1-22.
- Maguiña Vargas C., Ugarte-Gil C, Breña Chavez P., Ordaya Espinoza E., Ventosilla Lopez P. *et al.* 2008. Actualización de la enfermedad de Carrión. *Revista Médica Herediana*. 19: 36-41.
- Mangabeira FO & Galindo P. 1944. The genus flebotomus in California. *American Journal of Epidemiology*. 40: 182-199.
- Marcondes CB. 2007. A proposal of generic and subgeneric abbreviations for Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) of the World. *The Entomological News*. 118: 351–356.
- Marchiori C. 2019. Diptera. Qeios. Recuperado de <https://www.qeios.com/read/504501>.
- Maroli M, Feliciangeli MD, Bichaud L, Charrel RN & Gradoni L. 2012. Phlebotomine sandflies and the spreading of leishmaniasis and other diseases of public health concern. *Medical and Veterinary Entomology*. 27 (2): 123–147.
- Martínez Dueñas D, Ávila J & Molano F. 2018. Actividad nocturna de *Nyssomyia yuilli* (Young & Porter, 1972) y *Nyssomyia trapidoi* (Farchild & Hertig, 1952) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) en el municipio de Otanche (Boyacá, Colombia), zona endémica de leishmaniasis cutánea. *Revista de la Universidad Industrial de Santander. Salud*. 50 (2): 106-114.
- Mattoni R, Longcore T & Novotny V. 2000. Arthropod monitoring for fine scale habitat analysis: a case study of the El Segundo Sand Dunes. *Environmental Management*. 25: 445-452.

- May-Uc E, Hernández-Arana HA, Rebollar-Téllez EA. 2011. Distribución de flebotominos (Diptera: Psychodidae) en Quintana Roo, México. *Acta Zoológica Mexicana*. 27 (2): 273-289.
- McHugh CP. 2010. Cutaneous leishmaniasis in Texas. *Journal of the American Academy of Dermatology*. 62: 508–510.
- McHugh CP, Grogl M & Kreutzer RD. 1993. Isolation of *Leishmania mexicana* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) from *Lutzomyia anthophora* (Diptera: Psychodidae) Collected in Texas. *Journal of Medical Entomology*. 30 (3): 631–633.
- McHugh CP, Ostrander BF, Raymond RW & Kerr SF. 2001. Population Dynamics of Sand Flies (Diptera: Psychodidae) at Two Foci of Leishmaniasis in Texas. *Journal of Medical Entomology*. 38 (2): 268–277.
- Mead DG & Cupp EW. 1995. Occurrence of *Lutzomyia anthophora* (Diptera: Psychodidae) in Arizona. *Journal of Medical Entomology*. 32(5), 747–748.
- Medina-Vogel G. 2010. Ecología de enfermedades infecciosas emergentes y conservación de especies silvestres. *Archivos de Medicina Veterinaria*. 42 (1): 11-24.
- Minnick, MF, Anderson BE, Lima A., Battisti JM, Lawyer PG, & Birtles RJ. 2014. Oroya Fever and Verruga Peruana: Bartonelloses Unique to South America. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 8 (7): e2919.
- Montes de Oca-Aguilar AC, Mikery-Pacheco O, Castillo A, Rebollar-Téllez EA, Piermarini, PM, & Ibáñez-Bernal S. 2017. Morphology variation of *Lutzomyia cruciata* eggs (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in southern Mexico. *Zootaxa*. 4258 (5): 477.
- Montes de Oca-Aguilar AC, Rebollar-Téllez EA & Ibáñez-Bernal, S. 2016. The immature stages of *Micropygomyia (Coquillettimyia) chiapanensis* (Dampf) (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae). *Zootaxa*. 4105 (5): 455.
- Moo-Llanes D, Ibarra-Cerdeña CN, Rebollar-Téllez EA, Ibáñez-Bernal S, González C & Ramsey JM. 2013. Current and future niche of North and Central American sand flies (Diptera: Psychodidae) in climate change scenarios. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 7 (9): e2421.

- Moo-Llanes D, Pech-May A, Ibarra-Cerdeña CN, Rebollar-Téllez EA & Ramsey JM. 2018. Inferring distributional shifts of epidemiologically important North and Central American sandflies from Pleistocene to future scenarios. *Medical and Veterinary Entomology*. 33 (1): 13.
- Oliveira SM, Afonso RCH, Dias CMG & Brazil RP. 1994. Description of a new species of sandfly *Lutzomyia (Pressatia) mamedei* n. sp. (Diptera: Psychodidae) from Rio de Janeiro, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 89: 319-20.
- Organización Mundial de la Salud. s.f. Cambio climático y salud humana. Recuperado de: <https://www.who.int/globalchange/ecosystems/biodiversity/es/>.
- Organización Mundial de la Salud. 2020. Notas Descriptivas: Leishmaniasis. Última actualización 2 de marzo de 2020. Recuperado de: <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/leishmaniasis>.
- Organización Panamericana de la Salud. 2017. México Leishmaniasis cutánea y mucosa 2017. Recuperado de: http://www.panaftosa.org/leish/inf2017_es/INFO_MEX_ESP_2017.pdf
- Organización Panamericana de la Salud. 2019. Leishmaniasis: Informe Epidemiológico en las Américas: Washington: Organización Panamericana de la Salud. Disponible en: www.paho.org/leishmaniasis.
- Pape T, Blagoderov V & Mostovski M. 2011. Order Diptera Linnaeus, 1758. In: ZHANG Z. (Ed.). *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. *Zootaxa*. 3148: 222-229.
- Pech-May A, Escobedo-Ortegón FJ, Berzunza-Cruz M & Rebollar-Téllez EA. 2010. Incrimination of four sandfly species previously unrecognized as vectors of *Leishmania* parasites in Mexico. *Medical and Veterinary Entomology*. 24 (2): 150-161.
- Pech-May A, Peraza-Herrera G, Moo-Llanes DA, Escobedo-Ortegón J, Rebollar-Téllez EA, *et al.* 2016. Assessing the importance of four sandfly species (Diptera: Psychodidae) as vectors of *Leishmania mexicana* in Campeche, Mexico. *Medical and Veterinary Entomology*. 30 (3): 310-320.

- Pérez J, Virgen A, Rojas JC, Rebollar-Téllez EA, Alfredo C, Infante F, Ibáñez-Bernal S. 2013. Species composition and seasonal abundance of sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in coffee agroecosystems. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 109 (1): 80-86.
- Pérez-Vega JH, López-Moreno CY, López-Valenzuela JA, Rendón-Maldonado JG & López-Moreno HS. 2009. Leishmaniasis cutánea causada por *Leishmania mexicana* en Durango, México: reporte del primer caso clínico. *Gaceta Médica de México*. 145: 433-435.
- Perkins PV. 1982. The identification and distribution of phlebotomine sand flies in the United States with notes on the biology of two species from Florida (Diptera: Psychodidae). Ph.D dissertation, University of Florida, Gainesville.
- Porter CH & De Foliart GR. 1981. The man-biting activity of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a tropical wet forest environment in Colombia. *Arquivos De Zoologia*. 30: 81-158.
- Posada-López L, Vélez-Mira A, Acosta LA, Cadena H, Agudelo D, Darío-Vélez I. 2014. Descripción de un foco endémico de Leishmaniasis cutánea en Puerto Valdivia, Antioquia, Colombia. *Revista CES Salud Pública*. 5 (1): 3-10.
- Rebollar-Téllez EA, Ramírez-Fraire A & Andrade-Narvaez FJ. 1996a. A two years study on vectors of cutaneous leishmaniasis: Evidence for sylvatic transmission cycle in the State of Campeche, Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 91 (5): 555-560.
- Rebollar-Téllez EA, Reyes-Villanueva F, Fernández-Salas I & Andrade-Narvaez FJ. 1996b. Population dynamics and biting rhythm of the anthropophilic sandfly *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) in Southeast, Mexico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. 38 (1): 29-33.
- Rebollar-Téllez EA, Tun-Ku E, Manrique-Saide PC, Andrade-Narvaez FJ. 2005. Relative abundances of sandfly species (Diptera: Phlebotominae) in two villages in the same area of Campeche, in southern Mexico. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*. 99 (2): 193-201.

- Rebollar-Téllez EA, Orilla-Moguel H, Dzul-Manzanilla FA, Che-Mendoza A, Manrique-Saide, Zapata-Peniche A. 2006. An update on the phlebotomide sand fly (Diptera: Phlebotomidae) fauna of Yucatan, Mexico. *Entomological News*. 117 (1): 21-24.
- Rodríguez-Rojas JJ, & Rebollar-Téllez EA. 2017. Effect of trapping methods on the estimation of alpha diversity of a phlebotomine sandfly assemblage in southern Mexico. *Medical and Veterinary Entomology*. 31 (4): 392-401.
- Rodríguez-Rojas JJ. 2017. Evaluación de trampas y su influencia sobre las estimaciones de diversidad de flebotomíneos y especies vectores (Diptera: Psychodidae) de *Leishmania* en el sur de Quintana Roo, México. Universidad Autónoma de Nuevo León, México. Tesis de Doctorado. 102 p.
- Rodríguez-Rojas JJ, Rodríguez-Moreno Á, Berzunza-Cruz M, Gutiérrez-Granados G, Rebollar-Téllez EA *et al.* 2017. Ecology of phlebotomine sandflies and putative reservoir hosts of leishmaniasis in a border area in Northeastern Mexico: implications for the risk of transmission of *Leishmania mexicana* in Mexico and the USA. *Parasite*. 24 (33).
- Rodríguez-Pérez Y. 2014. Registros de mosquitos XIV: los Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de las tierras del norte (Bolsón de Mapimí) de Coahuila, México. Tesis de licenciatura en ingeniería agrónoma parasitóloga. UAAAN, Coahuila.
- Romero-Ricardo L, Lastre-Meza N, Pérez-Doria A & Bejarano-Martínez E. 2013. *Lutzomyia abonnenci* y *Lutzomyia olmeca bicolor* (Diptera: Psychodidae), nuevos registros para el departamento de Sucre, Colombia. *Acta Biológica Colombiana*. 18 (2): 375-380.
- Salomón OD. 2009. Vectores de las leishmaniasis en las Américas. *Gazeta Médica da Bahia*. 79 (3): 3-15
- Sánchez-García L, Berzunza-Cruz M, Becker-Fauser I, & Rebollar-Téllez EA. 2010. Sand flies naturally infected by *Leishmania (L.) mexicana* in the peri-urban area of Chetumal city, Quintana Roo, México. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. 104 (6): 406-411.

- Sánchez-Tejeda G, Rodríguez N, Parra CI, Hernández-Montes O & Monroy-Ostria A. 2001. Cutaneous leishmaniasis caused by members of *Leishmania braziliensis* complex in Nayarit, State of Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 96 (1): 15-19.
- Schall JJ. 2011. Virulence of a Malaria Parasite, *Plasmodium mexicanum*, for its sand fly vectors, *Lutzomyia vexator* and *Lutzomyia stewarti* (Diptera: Psychodidae). Journal of Medical Entomology. 48 (6): 1183-1188.
- Schlein Y & Warburg A. 1986. Phytophagy and the feeding cycle of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) under experimental conditions. Journal of Medical Entomology. 23 (1): 11-15.
- Serrano AK, Rojas JC, Cruz-López LC, Malo EA, Mikery OF & Castillo A. 2016. Presence of putative male-produced sex pheromone in *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae), vector of *Leishmania mexicana*. Journal of Medical Entomology. 53 (6): 1261-1267.
- Shimabukuro PHF, Andrade AJ & Galati EAB. 2017. Checklist of American sand flies (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae): genera, species, and their distribution. ZooKeys. 660: 67-106.
- Simpson MH, Mullins J & Stone OJ. 1968. Disseminated anergic cutaneous leishmaniasis: An autochthonous case in Texas and the Mexican States of Tamaulipas and Nuevo Leon. Archives of Dermatology. 97: 301-303.
- SISR. 2007. Ficha Informativa de los Humedales de Ramsar (FIR) MX1747RIS. Recuperado de <https://rsis.ramsar.org/RISapp/files/RISrep/MX1747RIS.pdf>.
- Souza NA, Andrade-Coelho CA, Silva VC, Ward RD & Peixoto AA. 2009. Life cycle differences among Brazilian sandflies of the *Lutzomyia longipalpis* sibling species complex. Medical and Veterinary Entomology. 23 (3): 287-292.
- Souza FJMS, Silva VC, Coelho CAA, Azevedo ACR, Bastos L & Souza NA. 2019. Nocturnal activity rhythm of *Nyssomyia intermedia* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in Campus Fiocruz Mata Atlântica, an American

- Cutaneous Leishmaniasis Transmission Area, Rio de Janeiro, Brazil. *Revista de la Sociedad Brasileña de Medicina Tropical*. 6 (52): e20180464.
- Srinivasan R, Radjame K, Panicker KN & Dhanda V. 1995. Response of gravid *Phlebotomus papatasi* females to an oviposition attractant/stimulant associated with conspecific eggs. *Indian Journal of Experimental Biology*. 33: 757-60.
- Tesh RB. 1988. The Genus *Phlebotomus* and its Vectors. *Annual Review of Entomology*. 33 (1): 169-181.
- Theodor O. 1948. Classification of the Old World species of the subfamily Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). *Bulletin of Entomological Research*. 39 (01): 85.
- Tonelli GB, Tanure A, Rêgo FD, Carvalho GML, Simões TC & Andrade Filho JD. 2017. Aspects of the ecology of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the Private Natural Heritage Reserve Sanctuary Caraça. *PLOS ONE*. 12 (6): e0178628.
- Triplehorn CA & Johnson NF. 2005. Borror and DeLong's introduction of the study of the insects. 7th edition, Thomson.
- Vargas L & Díaz-Nájera A. 1951. *Phlebotomus beltrani* n. sp. y *Phlebotomus wirthi* n. sp. del estado de Veracruz (Diptera: Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales (México)*. 12: 101–106.
- Vargas L & Díaz-Nájera A. 1952. Dos flebotomos nuevos de México (Diptera: Psychodidae). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*. 13: 63-74.
- Vargas L & Díaz-Nájera A. 1953. Lista de Flebotomos mexicanos y su distribución geográfica (Diptera: Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales*. 13: 309-314.
- Vargas, L. & Díaz-Nájera, A. 1959. *Phlebotomus farilli* n. sp., *Ph. humboldti* n. sp. y n. sp. de México (Diptera, Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales (México)*. 19: 141–149.

- Vivero RJ, Torres-Gutierrez C, Bejarano EE, Peña HC, Estrada LG, *et al.* 2015. Study on natural breeding sites of sand flies (Diptera: Phlebotominae) in areas of *Leishmania* transmission in Colombia. *Parasites & Vectors*. 8 (1).
- Ward RD, Hamilton JGC, Dougherty M, Falcao AL, Feliciangeli MD, Perez JE & Veltkamp CJ. 1993. Pheromone disseminating structures in tergites of male phlebotomines (Diptera: Psychodidae). *Bulletin of Entomological Research*. 83 (03): 437.
- Ward RD & Morton I. E. 1991. Pheromones in mate choice and sexual isolation between siblings of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Parassitologia*. 33 (1): 527-33.
- Ward RD & Ready, P.A. 1975. Chorionic sculpturing in some sandfly (Diptera, Psychodidae). *Journal of Entomology*. 50: 127-134.
- Winter DM. 1982. Phlebotomine sandflies. In: Manson-Bahr P. E. C. & F. I. C. Apter (eds.) *Manson's Tropical Diseases*. Bailliere Tindall, London. 18th edition, pp. 743-759.
- Ximenes MF, Castellon EG, De Souza MF, Menezes AA, Queiroz JW, Macedo e Silva VP, Jeronimo SM. 2006. Effect of abiotic factors on seasonal population dynamics of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in northeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology*. 43: 990-995.
- Young DG & Duncan MA. 1994. Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae). Associated Publishers, American Entomological Institute.
- Young DG & Perkins PV. 1984. Phlebotomine sand flies of North America (Diptera: Psychodidae). *Mosquito News*. 44 (2): 263-304.
- Young DG & Arias JR. 1991. Phlebotomine Sandflies in the Americas. Pan American Health Organization. Technical paper 33.

ANEXO 1

Distribución de flebotomíneos por estado en México.

Especie	Estado	BCN	CAM	CHP	CMX	COA	MEX	GRO	JAL	MIC	MOR	NAY	NLE	OAX	PUE	ROO	SLP	SON	TAB	TAM	VER	YUC	Total Estados	
<i>†bolontikui</i>				✓																			1	
<i>†paterna</i>				✓																			1	
<i>aclydifera</i>			✓	✓					✓														3	
<i>anthophora</i>								✓		✓	✓		✓								✓		4	
<i>atulapai</i>				✓																			1	
<i>beltrani</i>				✓																		✓	2	
<i>bispinosus</i>				✓																			1	
<i>caminoi</i>											✓				✓								2	
<i>carpenteri</i>			✓	✓												✓						✓	4	
<i>cayennensis cayennensis</i>			✓					✓	✓						✓							✓	5	
<i>cayennensis maciasi</i>			✓	✓				✓		✓		✓		✓		✓							✓	8
<i>chiapanensis</i>				✓		✓		✓		✓									✓			✓	6	
<i>corossoniensis</i>				✓																			1	
<i>cratifer</i>			✓	✓												✓					✓	✓	5	
<i>cruciata</i>			✓	✓				✓	✓	✓		✓	✓	✓		✓	✓		✓	✓	✓	✓	✓	14
<i>ctenidophora</i>																	✓				✓		2	
<i>dasymera</i>				✓																			1	
<i>deleoni</i>			✓	✓												✓						✓	4	

<i>delpozoi</i>		✓																		1
<i>diabolica</i>				✓		✓		✓			✓		✓							5
<i>disneyi</i>		✓																		1
<i>dodgei</i>		✓	✓			✓	✓	✓	✓				✓							7
<i>durani</i>					✓	✓	✓	✓		✓		✓	✓							7
<i>evansi</i>			✓																	1
<i>farilli</i>			✓																	1
<i>galindoi</i>		✓	✓																	2
<i>gomezi</i>		✓																		1
<i>hamata</i>		✓	✓								✓									3
<i>hardisoni</i>						✓														1
<i>hartmanni</i>			✓																	1
<i>inusitata</i>			✓																	1
<i>itza</i>													✓							1
<i>leohidalgoi</i>																		✓	✓	2
<i>longipalpis</i>		✓	✓			✓		✓	✓				✓						✓	7
<i>manciola</i>													✓							1
<i>maya</i>													✓							1
<i>mesai</i>		✓	✓								✓		✓						✓	5
<i>nocticolus*</i>																				0
<i>olmeca olmeca</i>		✓	✓										✓			✓		✓		5
<i>oppidana</i>				✓						✓	✓						✓	✓		5
<i>ovallesi</i>		✓	✓							✓			✓							4
<i>panamensis</i>		✓	✓										✓		✓		✓			5
<i>permira</i>		✓	✓										✓					✓		4

<i>pratti</i>							✓															1	
<i>serrana</i>		✓	✓								✓										✓		4
<i>shannoni</i>		✓	✓				✓	✓			✓	✓	✓	✓	✓					✓	✓		11
<i>steatopyga</i>		✓	✓												✓								3
<i>stewarti</i>	✓																			✓			2
<i>texana</i>			✓		✓		✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓						✓	✓		12
<i>trinidadensis</i>		✓	✓												✓					✓		✓	5
<i>triramula</i>			✓																		✓		2
<i>undulata</i>		✓	✓																		✓		3
<i>vargasi</i>										✓					✓								2
<i>vexator</i>																				✓			1
<i>vindicator</i>				✓				✓	✓	✓		✓	✓										6
<i>wirthi</i>																					✓		1
<i>ylephiletor</i>		✓	✓																	✓			3
Total	1	23	37	2	3	1	13	8	10	7	8	9	6	9	16	2	3	4	9	20	3		

A continuación, se detallan por estado las especies que están presentes en México:

Baja California *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *stewarti* (Mangabeira & Galindo) (Ibáñez-Bernal, 2003).

Campeche *Brumtomyia hamata* (Fairchild & Hertig), *Brumtomyia galindoi* (Fairchild & Hertig), *Brumptomyia mesai* (Sherlock), *Bi. olmeca*, *Lu. cruciata*, *Lu. longipalpis*, *Lutzomyia* (*Tricholateralis*) *gomezi* (Nitzulescu), *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *cayennensis cayennensis* (Floch & Abonnenc), *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *cayennensis maciasi* (Fairchild & Hertig) *Pintomyia* (*Pifanomyia*) *serrana* (Damasceno & Arouck), *Pi. ovallesi*, *Dampfomyia* (*Coromyia*) *deleoni* (Fairchild & Hertig), *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *dodgei* (Vargas & Díaz-Nájera), *Da. permira*, *Dampfomyia* (*Coromyia*) *steatopyga* (Fairchild & Hertig), *Pa. shannoni*, *Psathyromyia* (*Xiphopsathyromyia*) *aclydifera* (Fairchild & Hertig), *Psathyromyia* (*Psathyromyia*) *cratifer* (Fairchild & Hertig), *Psathyromyia* (*Psathyromyia*) *undulata* (Fairchild & Hertig), *Psathyromyia* (*Forattiniella*) *carpenteri* (Fairchild & Hertig), *Ps. panamensis*, *Nyssomyia ylephiletor* (Fairchild & Hertig) y *Micropygomyia* (*Sauromyia*) *trinidadensis* (Newstead) (Rebollar-Téllez et al., 1996; 2005; Pech-May et al., 2016; Rebollar-Téllez y Moo-Llanes 2020).

Chiapas *Br. hamata*, *Br. mesai*, *Br. galindoi* *Mi. cayennensis maciasi*, *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *farilli* (Vargas & Díaz-Nájera), *Mi. trinidadensis*, *Mi. chiapanensis*, *Micropygomyia* (*Sauromyia*) †*paterna* (Quate), *Lu. cruciata*, *Lu. longipalpis*, *Lutzomyia* (*Helcocyrtomyia*) *hartmanni* (Fairchild & Hertig), *Pintomyia* (*Pifanomyia*) †*bolontikui* (Ibáñez-Bernal, Kraemer, Stebner & Wagner) *Pintomyia* (*Pifanomyia*) *evansi* (Nuñez-Tovar), *Pi. ovallesi*, *Pi. serrana*, *Dampfomyia* (*Coromyia*) *beltrani* (Vargas & Díaz-Nájera), *Da. deleoni*, *Da. steatopyga*, *Dampfomyia* (*Coromyia*) *disneyi* (Williams), *Dampfomyia delpozoi* (Vargas & Díaz-Nájera), *Dampfomyia inusitata* (Fairchild & Hertig), *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *atulapai* (León), *Da. dodgei*, *Da. permira*, *Trichopygomyia triramula* (Fairchild & Hertig), *Pa. carpenteri*, *Psathyromyia* (*Forattiniella*) *texana* (Dampf), *Pa. aclydifera*, *Pa. cratifer*, *Pa. undulata*, *Psathyromyia* (*Psathyromyia*) *dasymera*

(Fairchild & Hertig), *Pa. shannoni*, *Bi. olmeca olmeca*, *Psychodopygus bispinosus* (Fairchild & Hertig), *Psychodopygus corossoniensis* (Le Pont & Pajot), *Ps. panamensis* y *Ny. ylephiletor* (Vargas & Díaz-Nájera, 1953; 1959; Ibáñez-Bernal *et al.*, 2015).

Ciudad de México *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *oppidana* (Dampf) y *Micropygomyia* (*Coquillettimyia*) *vindicator* (Dampf) (Dampf, 1944; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Coahuila *Lutzomyia* (*Tricholateralis*) *diabolica* (Hall), *Mi. chiapanensis* y *Pa. texana* (Díaz-Nájera, 1971; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Rodríguez-Pérez, 2014).

Estado de México *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *durani* (Vargas & Díaz-Nájera) (Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Guerrero *Mi. cayennensis cayennensis*, *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. chiapanensis*, *Mi. durani*, *Micropygomyia* (*Micropygomyia*) *hardisoni* (Vargas & Díaz-Nájera), *Micropygomyia* (*Sauromyia*) *pratti* (Vargas & Díaz-Nájera) *Lu. cruciata*, *Lu. diabolica*, *Lu. longipalpis*, *Dampfomyia* (*Dampfomyia*) *anthophora* (Addis), *Da. dodgei*, *Pa. shannoni* y *Pa. texana* (Vargas & Nájera-Díaz, 1952; 1953; Ibáñez-Bernal, 2003; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Jalisco *Lu. cruciata*, *Pa. texana*, *Pa. shannoni*, *Da. Dodgei*, *Mi. cayennensis cayennensis*, *Mi. durani*, *Mi. vindicator*, *Pa. aclydífera* y *Pa. texana* (Ibáñez-Bernal 2005a; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Moo-Llanes *et al.*, 2013; Lozano-Sardaneta & Cañeda-Guzmán, 2015).

Michoacán *Mi. chiapanensis*, *Mi. vindicator*, *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. durani*, *Lu. cruciata*, *Lu. diabolica*, *Lu. longipalpis*, *Da. anthophora*, *Da. dodgei* y *Pa. texana* (Ibáñez-Bernal & Ibarra-Juárez, 2016).

Morelos *Da. dodgei*, *Dampfomyia caminoi* (Young & Duncan), *Da. anthophora*, *Lu. longipalpis*, *Lutzomyia vargasi* (Fairchild & Hertig), *Pa. texana*, y *Mi. vindicator* (Young & Duncan, 1994; Ibáñez-Bernal, 2001; 2003; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Nayarit *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. durani*, *Mi. oppidana*, *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni*, *Pa. texana*, *Pi. ovallesi* y *Pi. Serrana* (Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Nuevo León *Br. hamata*, *Br. mesai*, *Da. anthophora*, *Lu. cruciata*, *Lu. diabolica*, *Pa. shannoni*, *Pa. texana* y *Mi. oppidana* *Mi. vindicator* (Ibáñez-Bernal, 2003; Rodríguez-Rojas et al., 2017)

Oaxaca *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. durani*, *Mi. vindicator*, *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni* y *Pa. texana* (Vargas y Díaz-Nájera, 1953; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Puebla *Da. caminoi*, *Da. dodgei*, *Lu. diabolica*, *Lu. longipalpis*, *Lu. vargasi*, *Mi. durani*, *Mi. cayennensis cayennensis*, *Pa. shannoni* y *Pa. texana* (Vargas y Díaz-Nájera, 1953; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010 Durán-Luz et al., 2019).

Quintana Roo *Bi. olmeca olmeca*, *Br. mesai*, *Da. deleoni*, *Da. permira*, *Da. steatopyga*, *Lu. cruciata*, *Lu. manciola*, *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. trinidadensis*, *Pa. carpenteri*, *Pa. cratifer*, *Psathyromyia (Psathyromyia) maya* (Ibáñez-Bernal, May-Uc & Rebollar-Tellez) *Pa. shannoni*, *Pi. ovallesi*, *Pintomyia (Pifanomyia) itza* (Ibáñez-Bernal, May-Uc & Rebollar-Tellez) y *Ps. panamensis* (Ibáñez et al., 2010; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Rodríguez-Rojas & Rebollar-Téllez, 2017).

San Luis Potosí *Lu. cruciata* y *Micropygomyia (Micropygomyia) ctenidophora* (Fairchild & Hertig) (Vargas y Díaz-Nájera, 1953; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Sonora *Mi. chiapanensis*, *Mi. stewarti* y *Micropygomyia (Coquilletimyia) vexator* (Coquillet) (Ibáñez-Bernal, 2003; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010).

Tabasco *Lu. cruciata*, *Bi. olmeca olmeca*, *Ps. Panamensis* y *Ny. ylephiletor* (Ibáñez-Bernal, 1999, 2002, 2003).

Tamaulipas *Da. anthophora*, *Pa. cratifer*, *Lu. cruciata*, *Mi. ctenidophora*, *Dampfomyia (Dampfomyia) leohidalgoi* (Ibáñez-Bernal, Hernández-Xoliot &

Mendoza), *Mi. oppidana*, *Pa. shannoni*, *Pa. texana* y *Mi. trinidadensis* (Rodríguez-Rojas et al., 2017).

Veracruz *Br. mesai*, *Pa. carpenteri*, *Mi. cayennensis*, *Mi. chiapanensis*, *Micropygomyia (Micropygomyia) wirthi* (Vargas & Díaz-Nájera), *Pa. cratifer*, *Lu. cruciata*, *Da. deleoni*, *Da. leohidalgoi*, *Lu. longipalpis*, *Bi. olmeca olmeca*, *Mi. oppidana*, *Ps. panamensis*, *Da. permira*, *Pi. serrana*, *Pa. shannoni*, *Pa. texana*, *Ty. triramula*, *Pa. undulata* y *Da. beltrani* (Vargas & Díaz, 1951; Ibáñez-Bernal et al., 2011).

Yucatán *Mi. cayennensis maciasi*, *Mi. trinidadensis* y *Lu. cruciata* (Vargas y Díaz-Nájera, 1953; Godínez-Álvarez y Ibáñez-Bernal, 2010; Montes de Oca-Aguilar et al., 2017).